

Série A, n°
N° d'ordre:

THÈSES

PRÉSENTÉES

A LA FACULTÉ DES SCIENCES
DE L'UNIVERSITÉ DE PARIS

(CENTRE D'ORSAY)

POUR OBTENIR

LE TITRE DE DOCTEUR DE L'UNIVERSITÉ
(Mention Sciences)

PAR

Alain BLONDET

**Première thèse. — ETUDE DES RACES PHYSIOLOGIQUES FRANÇAISES
DU COLLETOTRICHUM LINDEMUTHIANUM.**

Deuxième thèse. — PROPOSITIONS DONNÉES PAR LA FACULTÉ.

Soutenues le *1962* devant la Commission d'examen :

MM. MANGENOT. *Président.*

NOZERAN.
CHEVAUGEON .. } *Examineurs*

Série A, n°
N° d'ordre:

THÈSES

PRÉSENTÉES

A LA FACULTÉ DES SCIENCES
DE L'UNIVERSITÉ DE PARIS

(CENTRE D'ORSAY)

POUR OBTENIR

LE TITRE DE DOCTEUR DE L'UNIVERSITÉ
(Mention Sciences)

PAR

Alain BLONDET

**Première thèse. — ETUDE DES RACES PHYSIOLOGIQUES FRANÇAISES
DU COLLETOTRICHUM LINDEMUTHIANUM.**

Deuxième thèse. — PROPOSITIONS DONNÉES PAR LA FACULTÉ.

Soutenues le **devant la Commission d'examen :**

MM. MANGENOT. *Président.*

NOZERAN.
CHEVAUGEON .. } *Examineurs*



Imprimerie CHASTRUSSE & C^{ie}
Brive-la-Gaillarde

FACULTÉ DES SCIENCES DE L'UNIVERSITÉ DE PARIS

Doyen M. ZAMANSKY

PROFESSEURS

MM.

G. JULIA	T	Analyse supérieure et Algèbre supérieure.
DE BROGLIE . . .	T	Théories physiques.
PRENANT	T	Anatomie et Histologie comparées.
GRASSE	T	Evolution des êtres or- ganisés.
PRÉVOST	T	Chimie organique.
CHAUDRON	T	Chimie appliquée.
WYART	T	Minéralogie et Cristal.
TEISSIER	T	Zoologie.
MANGENOT	T	Biologie végét. (Orsay).
AUGER	T	Physique quantique et relativité.
MONNIER	T	Physiologie générale.
PIVETEAU	T	Paléontologie.
ROCARD	T	Physique (E.N.S.).
CARTAN	T	Mathématiques (E.N.S.)
LAFFITTE	T	Chimie générale.
FAVARD	T	Géométrie supérieure.
COULOMB	T	Physique du globe.
Mlle COUSIN	T	Biologie anim. (SPCN).
CHRÉTIEN	T	Chimie minérale.
DRACH	T	Zoologie.
KASTLER	T	Physique (E.N.S.).
EPHROSSI	T	Génétique.
RIVIÈRE	T	Géologie SPCN et Sé- dimentation.
GAUTHERET	T	Biologie végét. (P.C.B.).
LUCAS R.	T	Recherches physiques.
THOMAS A.	T	Biologie cellulaire.
ARNULF	T	Optique appliquée.
MORAND	T	Physique enseignement.
SOLEILLET	T	Physique (P.C.B.).
FORTIER	T	Mécanique expér. des fluides.
DANJON	T	Astronomie.
PETIT	T	Biologie maritime.
QUENEY	T	Météorologie et dyna- mique atmosphérique.
GALLIEN	T	Embryologie.
EICHHORN	T	Botanique.
DE CUGNAC	T	Biologie végét. (SPCN).
Mlle CAUCHOIS . . .	T	Chimie physique.
THELIER	T	Physique du globe.
L'HÉRITIER	T	Biologie glé (Orsay).
GRIVET	T	Radioélectricité (Orsay).
PONCIN	T	Mécanique générale.
DUBREIL	T	Arithmétique et théo- rie des nombres.
QUELET	T	Chimie organique.
CAGNIARD	T	Géophysique appliquée.
CHAMPETIER	T	Chimie macromolécu- laire.
CUVILLIER	T	Micropaléontologie.
JUNG	T	Pétrographie.
TRILLAT	T	Microscopie et diffraction électronique.
WIEMANN	T	Chimie organique et structurale.
JACQUINOT	T	Spectroscopie et phy- sique céleste (Orsay).
VASSY	T	Physique de l'atmos- phère.
DESTOUCHES . . .	T	Théories physiques.

MM.

AMIEL	T	Chimie générale.
HOCART	T	Minéralogie et cristal- lographie.
J.P. MATHIEU . . .	T	Physique (Optique).
COUTEAUX	T	Biologie an. (P.C.B.).
MAY	T	Zoologie (Orsay).
CHOQUET	T	théorie des fonctions et topologie.
FELDMANN	T	Biologie végét. marine.
GUINIER	T	Physique du solide (Orsay).
JOST	T	Physiologie comparée.
FORTET	T	Calcul des probabilités et physique mathém.
SCHWARTZ	T	Calcul diff. et intégral.
CHOUARD	T	Physiologie végétale.
MALAVARD	T	Aviation (Tech. aéron.)
BRELOT	T	Calcul diff. et intégral.
NORMANT	T	Synthèse organique glé.
BENARD	T	Chimie minérale.
BUVAT	T	Botanique (E.N.S.)
DUGUÉ	T	Statistiques mathém.
SOULAIRAC	T	Psychophysiologie.
ULRICH	T	Physiologie végétale.
MARÉCHAL	T	Optique théorique et appliquée.
KIRRMANN	T	Théories chimiques.
CHADEFAUD	T	Botanique.
Mlle LE BRETON . .	T	Physiologie de la nu- trition.
SALEM	T	Mathématiques généra- les.
LELONG	T	Application de l'analy- se à la géométrie.
DEVILLERS	T	Anatomie et Histologie comparées.
EHRESMANN	T	Topologie algébrique.
FRANÇON	T	Physique (SPCN).
GLANGEAUD	T	Géographie physique et Géologie dynamique.
GODEMENT	T	Mathématiques (M.P.C.)
PISOT	T	Techn. mathém. de la physique.
ROCH	T	Géologie.
SCHATZMAN	T	Astrophysique.
TERMIER	T	Paléontologie stratig.
ZAMANSKY	T	Mathématiques géné- rales.
LENNUIER	T	Physique (M.G.P.).
RIZET	T	Génétique (Orsay).
ROUTHIER	T	Géologie appliquée.
Mme TONNELAT . . .	T	Physique théorique.
DIXMIER	T	Mathématiques (M.P.C.)
SOUCHAY	T	Chimie générale.
AIGRAIN	T	Electrotechnique géné- rale.
BRUSSET	T	Chimie systématique.
M. LÉVY	T	Physique théorique des hautes énergies (Or- say).
Mme CHAIX	T	Chimie biologique.
Mme HUREL-PY . . .	T	Biologie végét. (P.C.B.)
PIAUX	T	Chimie (M.P.C.).
BRUN	T	Mécanique théorique des fluides.

MM.

LEDERER T Chimie biologique.
M^{me} DUBREIL . . T Mathématiques (Agrégation).
M^{me} LELONG . . . T Mathématiques (E.N.S.)
BELLAIR T Géologie (SPCN).
COTTE T Physique électricité.
DUBOIS J.E. . . . T Chimie organique.
LAMOTTE T Zoologie (E.N.S.)
MICHEL A. . . . T Chimie minérale (Orsay).
OLMER T Energetique générale.
ROUAULT T Electricité (Orsay).
GAUTHIER T Mécanique appliquée.
BARCHIEWITZ . . T Chimie physique.
BROSSEL T Physique atomique.
BUSER T Physiologie comparée.
CAMUS T Physiologie végétale (BMPV).
CASTAING T Physique (Orsay).
CURIEN T Minéralogie et cristal.
MOYSE T Physiologie végétale (Orsay).
NOIROT Evolution des êtres organisés.
PANNETIER . . . T Chimie générale (Orsay).
POSSOMPES . . . T Zoologie.
PULLMANN . . . T Chimie théorique.
TEILLAC T Physique nucléaire et Radioactivité.
TONNELAT . . . T Biologie physico-chim.
VILLE T Econométrie.
WILLEMART . . . Chimie (P.C.B.).
DODE T Chimie (Orsay).
FREYMANN . . . T Recherches physiques.
GUINOCHET . . . T Biologie végétale SPCN (Orsay).
ROLLET T Chimie (P.C.B.).
M^{lle} JOSIEN . . . T Chimie (S.P.C.N.).
CHEVALLEY . . . T Géométrie algébrique.
ARNOULT T Théorie des groupes.
CHAPELLE . . . T Electronique (Orsay).
DELANGE T Physique (Orsay).
DENY T Mathématiques (Orsay).
GERMAIN T Mathématiques générales (Orsay).
LUCAS G. T Mécanique théorique des fluides.
ALLARD T Géologie.
BERTHELOT . . . T Chimie physique.
BRICART T Physique fondamentale des hautes énergies (Orsay).
M^{me} ALBE-FESSARD . . . T Météorologie et physique de l'atmosphère.
FRIEDEL Psychophysiologie.
M. JULIA Etudes des moléculaires naturelles complexes.
LENDER T Biologie animale (S.P.C.N.) (Orsay).
MAGAT Physico-chimie des radio-éléments.
M^{lle} QUINTIN . . T Electrochimie.
MONOD T Chimie du métabolisme.
BENOIT T Physiologie animale (Orsay).
DE POSSEL . . . T Analyse numérique.
CHARLOT T Chimie analytique.
HAISSINSKY . . . T Radiochimie.

MM.

LEMÉE T Physiologie végétale (BMPV) (Orsay).
GUÉRIN T Chimie M.P.C. (Orsay).
CHATELET M. . . Chimie P.C.B.
JEAN T Physique nucléaire (Orsay).
MATTIER T Physique S.P.C.N.
MICHEL L. . . . Physique théorique des hautes énergies (Orsay).
BERGERARD . . . Zoologie (Orsay).
BERTEIN Electronique (Orsay).
BOUSSIÈRES . . . Chimie des radioéléments (Orsay).
M^{me} COUTURE . . Thermodynamique et mécanique physique.
ELLENBERGER . . Géologie appliquée sur le terrain.
FRANC Biologie anim. (P.C.B.)
SCHNELL Botanique tropicale (Orsay).
STOLKOWSKI . . . Physiologie générale.
ACHER Chimie biol. (Orsay).
BAUDOIN Biologie anim. (P.C.B.)
BEAUMONT . . . Biol. animale (SPCN).
BLAMONT Géophys. ionosphère.
BOURREAU . . . Botanique.
CURIE D. Physique M.G.P.
DURAND-DELGA . Géologie.
FREON T Chimie organique (Orsay).
HELLER Physiologie végétale.
TORTRAT Calcul des probabilités.
CAILLEUX Géologie S.P.C.N.
MAGNAN T Physique S.P.C.N.
DAUDEL T Mécanique ondulatoire applic. à la Chimie théor. et à la Phys. nucléaire.
M^{lle} FOURCROY . . Biologie végét. (SPCN).
M^{me} CHOQUET-BRUHAT . . T Mécanique analytique et Mécanique céleste.
M^{lle} VEIL Physiologie générale.
WOLFF T Microbiologie.
SIESTRUNCK . . T Mécanique physique et expérimentale.
LACOMBE T Métallurg. des métaux nucléaires.
BROCHARD . . . T Physique M.P.C. (Orsay).
CABANNES T Mécanique générale.
LESIEUR T Mathématiques M.P.C. (Orsay).
MAZET T Mécanique générale (Orsay).
CAIRE Géographie physique et Géologie dynamique.
COMOLET Mécanique des fluides.
CORABEUF Physiologie animale.
DELLOUE Phys. de l'exosphère.
GORENFLOT . . . Biologie végétale.
HOUILLO Biologie anim. (P.C.B.)
JULLIEN J. . . . Chimie M.P.C. (Orsay).
MALGRANGE . . T.M.P. (Orsay).
OLIVIER Antropologie.
NOZERAN T Botanique II (Orsay).
BLANC-LAPIERRE . Physique E.N.S. (Orsay).
CHEVEAUGEON . . T Botanique (Orsay).
KAHANE T Mathémat. (Orsay).
SAMUEL T Math. E.N.S. féminine.
KOURGANOFF . . T Astronomie (Orsay).
THIRY T Mécanique céleste.

Secrétaire général R. POULLAIN.

SOMMAIRE

<i>Avant-Propos</i>	7
<i>Introduction</i>	9
MÉTHODES D'ÉTUDE DE L'ANTHRACNOSE	15
A. — Techniques d'isolement du champignon	15
1. — A partir de graines malades	15
2. — A partir d'un organe infecté de plante en végétation	16
B. — Milieux de culture	16
C. — Méthodes d'infection et de notation	17
1. — Techniques d'infection	17
2. — Notations	18
PREMIÈRE PARTIE. — LES ORGANISMES EN PRÉSENCE	21
CHAPITRE I. — L'HÔTE : PHASEOLUS VULGARIS LINNÉ	23
A. — Morphologie externe et structure de l'hôte sain	23
B. — Biologie et culture du Haricot	29
I — Développement des plantes : port et floraison	30
II — Cycle végétatif	31
III — Exigences climatiques	33
IV — Méthodes culturales	33
C. — Variétés cultivées	35
I — Diverses orientations de la production	36
II — Régions de production et production française	43
III — Principales variétés cultivées	46
CHAPITRE II. — LE PARASITE : COLLETOTRICHUM LINDEMUTHIANUM (Sacc. et Magn.) Briv. et Cav.	49
A. — Morphologie des appareils végétatifs et reproducteurs	49
I — Appareil végétatif	49
II — Appareil reproducteur	50
B. — Taxonomie	52
I — Historique	52
II — Sa place dans la classification	55
C. — Physiologie	55
I — Physiologie de la croissance et de la production des spores	56
II — Germination des conidies	57
III — Comportement du champignon en culture sur milieu artificiel	61
D. — Variabilité et variations du champignon	67
I — Etude de la forme et de la couleur de la sporulation sur milieu anthracnose	67
II — Etude de la taille des conidies	78
III — Variations du comportement du champignon sur des milieux nutritifs différents	85

DEUXIÈME PARTIE. — LES RELATIONS ENTRE L'HÔTE ET LE PARASITE	87
CHAPITRE I. — LES PHASES DE LA MALADIE	88
A. — Pénétration du parasite	88
B. — Progression et développement du parasite	90
I — Incubation	90
II — Progression dans les différents tissus et organes	92
III — Capacité de survie	96
C. — Manifestations de la maladie	97
I — Symptômes sur les graines	97
II — Symptômes sur la plantule	99
III — Symptômes sur les axes et les tiges	101
IV — Symptômes sur les feuilles	101
V — Symptômes sur la gousse	102
VI — Symptômes sur les racines	103
D. — Période de repos : conservation dans la graine	195
E. — Transmission : Infection de la plantule	105
I — A partir du champignon se trouvant dans la graine	105
II — A partir du champignon se trouvant dans le sol	107
F. — Dispersion de la maladie	107
CHAPITRE II. — SENSIBILITÉ ET RÉSISTANCE DE L'HÔTE	109
A. — Sensibilité et résistance de plusieurs variétés vis à vis d'une seule souche du parasite	109
B. — Historique de la découverte des races physiologiques	110
C. — Choix des hôtes différentiels utilisés pour la détermination des races physiologiques	111
I — Grilles de détermination permettant la classification des races en groupes	112
II — Hôtes permettant la différenciation des races à l'intérieur des groupes	112
CHAPITRE III. — ÉTUDE DES RACES PHYSIOLOGIQUES DU COLLETOTRICHUM	117
A. — Tableau des différentes races isolées (Récolte 1960)	117
B. — Répartition géographique des races en France	125
C. — Répartition géographique détaillée des races dans le Val de Loire	126
D. — Interaction entre races - Infections par plusieurs races	129
E. — Comparaison entre les races isolées en France et à l'étranger	131
CHAPITRE IV. — RELATIONS ENTRE LES RACES PHYSIOLOGIQUES DU PARASITE ET LES VARIÉTÉS DE HARICOT CULTIVÉES EN FRANCE	133
A. — Relations entre la fréquence des diverses races dans la population du parasite et les variétés de Haricot	133
B. — Résistance et sensibilité des variétés cultivées en France aux diverses races isolées	134
C. — Relations entre les réactions à l'Anthracnose de l'Hôte entier et de ses organes détachés	140
I — Infection d'une feuille détachée de la plante	140
II — Germination de grains en présence du <i>Colletotrichum</i>	141
D. — Réactions d'une variété de Haricot à l'infection simultanée par plusieurs races du parasite	144
E. — Variations de la sensibilité et de la résistance d'une plante suivant son stade de développement	145
Rappel des principaux résultats et conclusions	147

AVANT-PROPOS

Les recherches qui font l'objet du présent mémoire ont été effectuées au Laboratoire des Plantes Potagères de la Station Centrale de Génétique et d'Amélioration des Plantes à Versailles d'une part, et à la Station d'Essais de Semences à Paris, d'autre part.

C'est pour moi un agréable devoir d'exprimer ma reconnaissance à M. BUSTARRET, Inspecteur général de la Recherche Agronomique, qui a bien voulu m'autoriser à poursuivre mes travaux dans les Stations dépendant de l'Institut National de la Recherche Agronomique, ainsi qu'à M. MAYER, Directeur de la Station Centrale de Génétique et d'Amélioration des Plantes, et à M. VOISENAT, Directeur de la Station d'Essais de Semences, qui m'ont ouvert les portes de leurs laboratoires.

M. ANSELME, Ingénieur à la Station d'Essais de Semences et M. BANNEROT, Chargé de Recherches au Laboratoire des Plantes Potagères, m'ont prodigué leurs conseils et leurs encouragements ; qu'ils veuillent bien trouver ici mes remerciements.

M. MONCHOT, Chef de Travaux à l'Institut National Agronomique, après m'avoir orienté vers la Pathologie Végétale, a guidé mes premières recherches dans ce domaine ; je lui en exprime ma respectueuse gratitude.

M. BRETON, Directeur de l'Action de Coordination de Techniques Agricoles (A.C.T.A.), m'a amicalement conseillé et m'a permis de prendre des contacts fructueux dans toutes les régions de France intéressées par la culture du Haricot ; qu'il en soit ici sincèrement remercié.

MM. les Ingénieurs en Chef et Ingénieurs, Directeurs des Services Agricoles, MM. les Inspecteurs de la Protection des Végétaux, MM. les Directeurs et Ingénieurs des Stations de la Recherche Agronomique d'Antibes, Montfavet, Pont-de-la-Maye et Saint-Martin-de-Hinx, m'ont donné par lettres ou au cours de discussions fécondes d'utiles renseignements sur l'importance de la culture du Haricot et les dégâts causés par la maladie. Je tiens à assurer chacun de toute ma gratitude et en particulier MM. BERTIN, BRUNETEAU, CABASSON, COMBE, COUTURIER, IMBERT, LAFONT, LANSADE, LAUMONNIER, MARTIN, MESSIAEN et RAMUS.

M. BIDAULT, des Etablissements Vilmorin - Andrieux et C^{ie} ; M. COURCOL, des Etablissements Caillard et Quris ; MM. CAHEN,

DUCOURNAU et GAUTHIER, de la *Fédération des Légumes secs*; M. DUBERNET, *Directeur de la Conserverie Alimentaire « Union »*; M. HERVO, *Conseiller Agricole*; M. LARRERE, *Instituteur Agricole*; M. MONCOURTOIS, des *Etablissements Boret*; M. SOULIE, *Directeur de la « Coplot »*; M. VALAY, des *Etablissements Garçin et Mistral*, en organisant de nombreuses visites en culture, m'ont permis, d'une part, de suivre le développement du parasite dans des conditions naturelles et, d'autre part, d'effectuer des prélèvements sur des plantes malades; qu'ils voient tous ici l'expression de ma gratitude.

M. MORLE, des *Etablissements Tézier Frères*, au cours d'un grand nombre de rencontres, m'a fait profiter de son expérience pratique dont j'ai tiré le plus grand profit pour l'avancement de mes travaux; je lui en témoigne mon amicale reconnaissance.

La plus grande partie de mes recherches a pu être réalisée grâce à tous ceux, conseillers agricoles, instituteurs agricoles, sélectionneurs-producteurs grainiers, cultivateurs, conserveurs, négociants en légumes secs, qui ont bien voulu me faire parvenir des échantillons de graines et de plantes entières et m'ont ainsi permis de mener à bien cette étude; qu'ils en soient ici cordialement remerciés.

M. CUILLE, *Ingénieur à l'Institut de Recherches Fruitières d'Outre-Mer*, et ses collaborateurs, M^{me} BUR et M. LAVILLE, ont bien voulu m'aider dans mes recherches sur les essais de traitements. Je leur en sais le plus grand gré.

M. le Professeur ANDERSEN, de l'*Université de l'Etat de Michigan, aux Etats-Unis*; M^{lle} LANGE DE LACAMP et M. le Professeur SCHMIEDEKNECHT, de la *Station Centrale de Biologie d'Aschersleben, en Allemagne de l'Est*; M. le Professeur NEGRU, de l'*Académie de la République Populaire Roumaine*, ont facilité ma documentation soit en m'adressant des tirés à part de leurs publications, soit en me donnant des références bibliographiques. Par ailleurs, en me faisant parvenir des cultures sporulantes du Champignon ainsi que des échantillons de plantes malades, ils m'ont permis de commencer l'étude comparative des races isolées en France et dans le monde; je les prie de trouver ici l'hommage de mes remerciements.

Mais je tiens à réserver dans mes remerciements une place toute particulière à M. le Professeur CHEVAUGEON: son amicale compréhension et ses critiques bienveillantes m'ont toujours guidé vers des buts précis. Il a bien voulu discuter le plan de mon mémoire, en relire le texte et le corriger avec le plus grand soin. Je ne saurais trop lui en témoigner ma profonde et respectueuse reconnaissance.

INTRODUCTION

Le Haricot commun est, en général, reconnu comme originaire de l'Amérique, aucun texte ne le citant avant les récits qui relatent les voyages des grands navigateurs du XVI^e siècle : COLOMB, CABECA DE VACA, DE SOTO, OVIEDO, CARTIER. Cette hypothèse est en outre confirmée par le fait que des fouilles archéologiques ont permis de découvrir des graines de cette plante dans les tombeaux de l'Arizona, de l'Utah et des Cliffs-ruins aux Etats-Unis ainsi que dans les sépultures d'Ancon, près de Lima, au Pérou.

Cependant, certains auteurs, s'appuyant sur les textes des Anciens (THÉOPHRASTE puis DIOSCORIDE), ont considéré la plante citée sous le nom de *Smilax keraea* comme un Haricot commun. Mais GIBAUT (24) a montré que, par sa description, cette plante correspondait à des Légumineuses voisines du Haricot : *Vigna* et *Dolichos*, ce qui permet d'éliminer toute origine européenne pour le Haricot.

Introduit en France par l'Espagne et le Portugal dans la première moitié du XVI^e siècle, il fut décrit en 1542 par TRAGUS et FUSCHS sous le nom de *Smilax hortensis*. Le terme de Haricot apparaît, pour la première fois avec le sens de Légume, dans le lexique de OUDIN, en 1640 seulement.

Sa culture se répandit dans toute l'Europe et, en 1570, Barnaby GOOGE, en Angleterre, le cite sous le nom de French Bean, ce qui semble bien indiquer une importation française.

La valeur nutritive et la facilité de culture de cette plante ont amené un développement très important de sa production sur tous les continents : cette dernière est malheureusement influencée par les conditions atmosphériques ainsi que par le développement de nombreux parasites.

Les conditions atmosphériques défavorables des étés 1958, 1959 et 1960 (pluies très fréquentes et manque de soleil) ont permis un développement très important des parasites du Haricot. Parmi tous les champignons parasitant cette plante, nous avons plus spécialement orienté nos recherches sur celui qui, pendant cette période, a causé les plus gros dégâts : le *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. qui provoque l'**Anthracnose**.

Ce champignon, mis en évidence la première fois par DESMAZIÈRES (17) en 1843, a fait l'objet de nombreuses études à partir de 1875, date à laquelle SACCARDO (50 a) l'isola à partir d'une gousse récoltée par LINDEMUTH dans le jardin potager de l'Institut Agricole de Bonn en Allemagne.

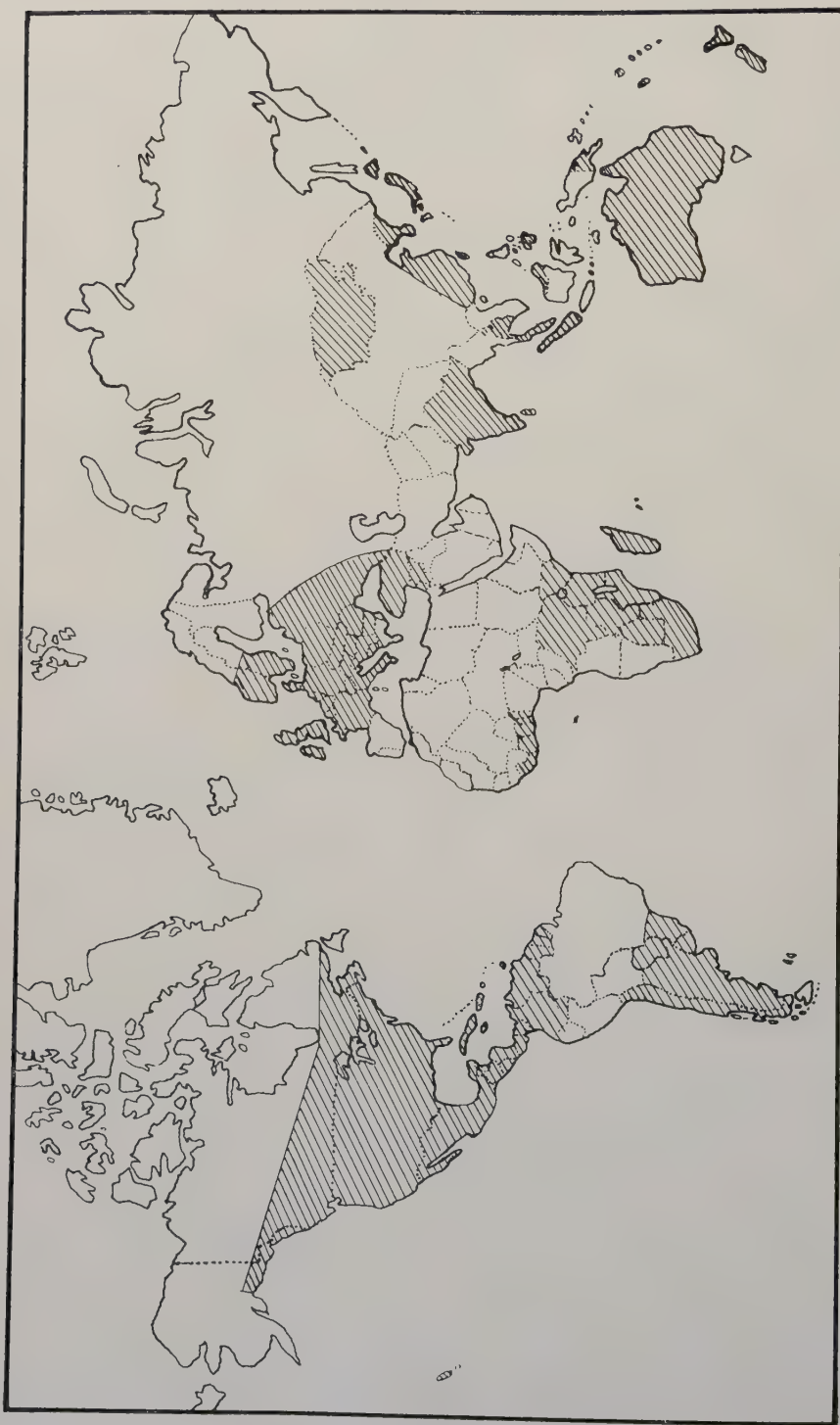


Figure 1. — Aire d'extension de l'anthraxe dans le monde en 1961.

Dates des premières mises en évidence de cette maladie

France	1843	Etats-Unis	1884	Argentine	1899	Nouvelle Zélande	1905	Irlande	1909
Allemagne	1875	Suède	1889	Bésil	1901	Belgique	1907	Danemark	1910
Italie	1875	Australie	1892	Norvège	1901	Cuba	1908	Japon	1911
Angleterre	1880	Canada	1893	Tyrol	1904	Transvaal	1908	Russie	1912

Bien que la plante soit cultivée en France et dans de nombreux pays depuis le milieu du XVI^e siècle, il a fallu attendre la fin du XIX^e pour trouver les premières études citant la présence du champignon, à peu près dans le même temps en Europe et aux Etats-Unis.

Il semble impossible que l'apparition de ce parasite soit aussi récente alors que, pendant deux siècles, la plante a été cultivée sur différents continents. Il est vraisemblable que sa mise en évidence est liée aux progrès réalisés par la Science, et en particulier la Pathologie, depuis le début du XIX^e siècle. L'origine de ce parasite paraît donc très difficile à définir avec précision. Il est toutefois admissible qu'il soit originaire des mêmes régions que son hôte et que son introduction en Europe, ainsi que sa dispersion dans le monde, se soit effectuée par des graines infectées, la transmissibilité de ce champignon par la graine étant reconnue par tous les auteurs.

En général, ce n'est seulement qu'au moment où un champignon provoque des dégâts importants dans une région que l'on cite sa présence. Ce fut le cas en Allemagne en 1881 (22), en Italie en 1891 (59), ainsi qu'aux Etats-Unis (52), et dans chacun des cas une grande partie de la récolte fut détruite.

A partir de 1890, des rapports ont mis cette maladie en évidence dans de nombreux pays, mais toutes ces études n'ont pas empêché l'aire d'extension de ce parasite de s'étendre (fig. 1) et, en 1961, nous pouvons considérer que la maladie se rencontre dans tous les pays où la plante est cultivée.

Le Haricot étant souvent un légume de base dans l'alimentation des militaires, la très rapide dispersion de cette maladie dans le monde peut, vraisemblablement, être imputée aux mouvements des forces armées lors des deux dernières guerres mondiales (1914-1918 et 1939-1945). D'autre part cette expansion peut aussi être attribuée au développement des échanges nationaux et internationaux de haricots secs dans le cas où ces haricots, destinés à la consommation, sont utilisés comme semences. Alors que les semences mises en vente proviennent en général de cultures soigneusement contrôlées et dont la récolte est triée pour éliminer les graines malades et étrangères, les lots destinés à la consommation sont constitués par un ensemble plus ou moins hétérogène de populations de haricots d'origines diverses dont le triage avant la vente est beaucoup moins strict. Il est alors évident que les graines infectées provenant d'un pays contamineront la production de la région ou du pays acquéreur lorsqu'elles seront utilisées comme semences.

Selon les conditions climatiques de chaque région, la maladie peut atteindre un très petit nombre de plantes dans les années défavorables à son développement et être à ce moment difficilement décelable et, soudainement, par suite de conditions favorables, provoquer de graves dégâts pouvant aller jusqu'à la destruction d'une très grande partie de la récolte. Cette maladie a causé, ces trois dernières années, dans la plupart des régions françaises, des pertes très élevées dues à la dépréciation des graines et des gousses tachées, ainsi qu'à l'abaissement du pouvoir germinatif des semences.

Ces pertes ont été très difficiles à évaluer, par suite de la très grande diversité de la production du Haricot et des très nombreux organismes qui régissent celle-ci. Le Haricot est utilisé à des fins variables (haricots verts ou filets, haricots à consommer en grains frais ou secs) et fait l'objet de cultures sur des superficies d'importance très variable suivant les régions : grandes cultures pour vente en gros, petites cultures et cultures maraîchères pour expédition et vente sur les marchés locaux et autoconsommation et, enfin, cultures familiales car on ne trouve guère de jardin potager familial sans au moins une planche de haricots.

En ce qui concerne les graines destinées à la semence, des essais de germination sur des lots de la récolte 1960 provenant de l'Anjou, de la Sarthe et des Basses-Pyrénées, nous ont permis de trouver fréquemment 10 à 25 %, parfois 30 et même jusqu'à 50 % de graines détruites par des maladies parasitaires dont plus de la moitié par l'Anthracnose.

En année normale, les pertes causées par l'Anthracnose peuvent être évaluées à moins de 5 %.

La réunion dans certaines régions, pendant trois années consécutives, des conditions favorables au développement de la maladie, a provoqué une baisse notable de la production française en ce qui concerne les haricots verts : 312.000 tonnes en 1958, 203.000 en 1959 et 275.000 en 1960.

Dans la région de Villeneuve-sur-Lot, en 1955, pour une production d'environ 6 000 tonnes, 2 000 ont été détruites par l'Anthracnose. En 1959, dans certaines cultures 80 % de la récolte ont été détruits par ce champignon.

En 1960, dans la région de Niort, des attaques très fortes ont été observées, allant jusqu'à 80 % des gousses atteintes et environ 45 % des graines.

Deux explications de cette diminution de la production consommable peuvent être envisagées :

- a) la destruction des jeunes plantes dès la levée par des infections dues à l'emploi de graines malades comme semences, nécessite le remplacement de cette culture par celle d'une autre plante afin d'éviter la propagation du parasite ;
- b) les attaques, se produisant sur gousses et sur graines, les déprécient et empêchent leur commercialisation.

Les nombreuses études effectuées jusqu'à présent sur ce parasite n'ont pas permis de connaître de façon très précise son comportement et sa physiologie et, en l'absence de méthodes de lutte vraiment efficaces, ce champignon, comme nous venons de le voir, a provoqué ces dernières années de très grosses pertes dans les cultures françaises (voir Tableau III).

Devant la très grande extension prise par cette maladie en 1959, il nous a paru nécessaire d'entreprendre des recherches simultanées sur ce parasite et son hôte, car les études conduites jusqu'à présent sur les deux organismes n'ont pas permis d'aboutir à une connaissance suffisamment complète des données de ce problème.

Nous avons donc essayé, en premier lieu, de mieux connaître la biologie du parasite et de l'hôte ainsi que leurs relations réciproques, ce qui nous a permis de constater une grande variabilité de ces deux organismes. L'existence de races physiologiques du parasite présentant vis-à-vis des variétés de Haricot des réactions de résistance et de sensibilité différentes nous a entraîné ensuite à dénombrer les races existant en France en 1960, puis à définir les réactions des principales variétés de Haricot cultivées en France vis-à-vis de ces races et, enfin, à envisager un certain nombre de méthodes de lutte (biologique, chimique et génétique) pour tenter de réduire les dégâts.

Pour cette étude, nous avons utilisé le pouvoir que possède ce champignon de se transmettre par la semence pour rassembler, au Laboratoire des Etablissements VILMORIN-ANDRIEUX et Compagnie, à Massy-Palaiseau, puis à la Station d'Essais de Semences à Paris et enfin au Laboratoire des Plantes Potagères du Centre National de la Recherche Agronomique à Versailles, des graines provenant des diverses régions de culture. Nous avons pu ainsi, au cours de ces trois années de travail, avoir à notre disposition une quantité importante de graines atteintes par des parasites.

Les résultats de ces recherches, tant en laboratoire que sur le terrain, font l'objet de ce mémoire.

La première partie de cette étude expose les caractéristiques fondamentales des deux organismes en présence : l'hôte et le parasite, tant au point de vue de leur morphologie que de leur biologie, dans la mesure où elles jouent un rôle dans l'étiologie de l'Anthracnose.

L'étude de la morphologie externe de l'hôte sain et de sa croissance nous a amené à l'examen approfondi de la structure de la plante, de son développement, de son cycle végétatif, de ses exigences climatiques et de ses méthodes culturales qui, grâce à la grande variabilité du Haricot, pourra permettre un choix de variétés adaptées aux conditions de culture de chaque région (Chapitre I). Par ailleurs, les différentes recherches effectuées sur la morphologie et la physiologie du parasite mettent en évidence, outre l'absence de la reproduction sexuée de ce champignon, une variabilité et des variations morphologiques et physiologiques très importantes (Chapitre II).

La seconde partie présente les recherches effectuées sur les divers types de relations que contractent le parasite et l'hôte.

Les différentes phases de la maladie peuvent être suivies à partir de la pénétration du parasite dans l'hôte, puis de sa progression dans les différents tissus jusqu'à l'apparition des symptômes et de la dispersion du champignon (Chapitre I). Cependant, toutes les variétés de Haricot ne présentent pas, lors d'une infection à l'aide d'une même souche de *Colletotrichum*, les mêmes réactions infectieuses, ce qui nous a permis de montrer l'existence de races physiologiques du parasite et de déterminer une liste de variétés dites « hôtes différentiels » permettant d'identifier rapidement ces races

(Chapitre II). A l'aide des échantillons provenant des divers départements français, nous avons pu isoler, en 1962, 24 races physiologiques différentes et étudier leur répartition géographique dans le Val de Loire, puis dans toute la France, avant de les comparer avec des races provenant de pays étrangers. Des infections de plantes à l'aide de plusieurs races cultivées côte à côte ont permis de montrer qu'il n'y a pas d'interaction entre ces races (Chapitre III). A partir de ce recensement des races, nous avons pu déterminer les relations existant entre la fréquence des diverses races dans la population du parasite et les variétés de Haricot, ainsi que les réactions de résistance et de sensibilité des différentes variétés cultivées en France vis-à-vis de ces races (Chapitre IV).

Nous espérons que cette étude pourra permettre, grâce à une connaissance plus approfondie, d'une part de la morphologie et de physiologie des deux organismes et, d'autre part, des conditions étiologiques (sol, climat et facteurs biologiques) qui influent simultanément sur l'hôte et son parasite, de déterminer des procédés directs de lutte (amélioration des facteurs cultureux, choix des variétés, amélioration et sélection des variétés, traitements chimiques) afin de limiter les dégâts et l'extension de cette maladie.

METHODES D'ETUDE DE L'ANTHRACNOSE

Nous avons utilisé, au cours de ces trois années de recherches en laboratoire et en serre, des techniques très variées permettant une étude rapide et précise de la maladie. Nous citerons d'abord les techniques d'isolement du champignon en partant, soit des graines malades, soit d'un organe infecté d'une plante en végétation, ensuite les principaux milieux de culture utilisés au cours de ces recherches et, enfin, les méthodes d'infection et de notation permettant de classer les nouveaux isollements et de déterminer les réactions pathologiques des principales variétés de Haricot cultivées en France.

A. Techniques d'isolement du Champignon

1. *A partir de graines de haricots malades :*

Les isollements sont obtenus à partir de graines de haricots présentant des taches brunes à bords nets caractérisant des attaques d'Anthracnose, désinfectées soit à l'alcool éthylique à 100°, soit à l'eau de Javel ou, mieux encore, au bichlorure de mercure à 2 ‰ (par trempage de quatre à cinq minutes). Cette désinfection a pour but de détruire les saprophytes et les organismes bactériens susceptibles d'entraver le développement du *Colletotrichum* en raison de leur croissance plus rapide ; ils sont localisés d'une part à la surface des téguments et, d'autre part, dans la partie superficielle des tissus désorganisés par la pénétration du champignon.

Dans le cas où une graine porte plusieurs taches à sa surface, elle est découpée soigneusement en autant de parties qu'il y a de taches ; ce découpage est effectué après la désinfection afin d'éviter la destruction du champignon par la pénétration du fongicide dans les tissus. Chaque fragment est alors considéré, pour la suite des opérations, comme une graine entière.

Après plusieurs rinçages à l'eau stérile, les graines (ou les fragments de graines désinfectées) sont déposées sur un milieu nutritif, soit en boîte de Pétri, soit dans des tubes inclinés. A partir des taches présentes sur les graines, un champignon se développe et, au bout d'une quinzaine de jours, sporule à la surface du milieu. Quelques spores sont alors prélevées et mises en suspension dans l'eau stérile. Plusieurs dilutions de cette suspension sont réalisées et, à partir de chacune d'entre elles, on fait un étalement en boîte de Pétri afin d'obtenir à la surface du milieu une dispersion suffisante des spores permettant, après leur germination, de les prélever une à une pour réaliser des cultures monospores en tubes inclinés. Ces cultures peuvent

être contrôlées huit jours plus tard au point de vue de la forme et de la couleur de leur sporulation. Ce contrôle permet de constater si les diverses spores provenant d'un même isolement présentent la même structure morphologique.

2. *A partir d'un organe infecté de plante en végétation :*

Cette opération est beaucoup plus délicate que pour la graine, car on ne peut pas effectuer une désinfection très profonde et souvent d'autres champignons saprophytes ou des bactéries accompagnent le *Colletotrichum* et empêchent son développement en se propageant plus rapidement sur le milieu. Il faut alors prendre de grandes précautions pour prélever la partie malade, la désinfecter superficiellement à l'aide de produits de concentration plus faible : soit à l'alcool éthylique à 90°, soit au bichlorure de mercure à 1 ‰, et bien rincer à l'eau stérile. On effectue ensuite les mêmes opérations que précédemment.

B. Milieux de culture

Pour l'étude de ce champignon nous avons utilisé des milieux nutritifs très divers qui nous ont permis de constater des différences assez nettes quant à la morphologie et à la croissance des diverses races du champignon.

Certains de ces milieux étant fréquemment employés pour l'étude des champignons, nous nous contenterons de les citer sans donner leur composition. Il s'agit des milieux : Richard, gélose, pomme de terre, pomme de terre-dextrose-agar (P.D.A.) et embryon de blé. Parmi les autres milieux utilisés nous trouvons :

a) *Le milieu « Yeast-Dextrose-Agar » (Y.D.A.) :*

Extrait de levure	10 g
Glucose	10 g
Gélose	20 g
Eau distillée	1 000 ml

b) *Les milieux Pois, Pois-chiche et Haricot :*

Gélose	20 g
Pois ou pois-chiche ou haricot	200 g
Eau distillée	1 000 ml

Faire tremper les graines au moins pendant 24 heures.

c) *Les milieux Carotte et Oignon :*

Gélose	20 g
Carotte ou oignon	500 g
Eau distillée	1 000 ml

d) *« Milieu anthracnose » :*

Enfin un milieu nous a permis d'obtenir une sporulation bien plus

importante que les autres, même dans ceux dans lesquels on incorpore des morceaux ou des extraits de haricots :

Glucose	2,80 g
Sulfate de magnésium	1,23 g
Phosphate monopotassique	2,72 g
Peptone	2,00 g
Gélose	20,00 g
Eau distillée	1 000 ml

Sterilisation pendant 20 minutes à 115° C ou 30 minutes à 110° C. Faire fondre la gélose au bain-marie, en aucun cas à l'autoclave.

Ce milieu synthétique a été mis au point par MATHUR, BARNETT et LILLY (36 b) et nous l'avons utilisé pour la culture, la multiplication et la conservation du champignon au cours de nos trois années de recherches. Dans la suite de cette étude nous nommerons ce milieu : « milieu anthracnose ».

C. Méthodes d'infection et de notation

L'étude biologique du champignon ne peut se faire d'une façon suffisamment précise à partir de plantes cultivées en pleine terre. Il est nécessaire d'effectuer des essais d'infection de plantes saines en serre ou en laboratoire, afin que, travaillant dans des conditions définies et à peu près stables, nous puissions comparer les résultats obtenus.

Parmi toutes les méthodes connues d'infection artificielle, nous avons utilisé celle mise au point au Centre National de la Recherche Agronomique (Station d'Amélioration des Plantes) (41). Cette méthode, qui ne nécessite pas de matériel compliqué, nous a permis d'obtenir, pour chaque essai, des résultats nets et facilement interprétables.

Ces méthodes d'infection artificielle ont pour but :

- a) de classer les nouveaux isolements de *Colletotrichum* à l'aide de la « gamme » d'hôtes différentiels qui permet de les situer par rapport à des races physiologiques déjà connues ;
- b) de connaître le « spectre » des réactions infectieuses d'une variété de l'hôte vis-à-vis des différentes races physiologiques du champignon.

1. Techniques d'infection :

Les infections sont réalisées sur des sujets semés en terrines, à raison de cinq graines de chaque variété et de 20 variétés par terrine, soit 100 graines au total pour chaque test. Lorsque les plantules ont dépassé le stade « préfeuille » (elles mesurent alors trois à cinq centimètres), la contamination est réalisée par pulvérisation pneumatique (afin de toucher toutes les parties de la plante) de 40 ml d'une suspension de spores. La concentration de cette suspension varie en général de 2 000 à 10 000 spores par mm³. Nous avons fait des essais avec différentes concentrations : moins de

100 spores, 500, 1 500, 10 000 et plus de 15 000. Pour les concentrations de 1 500 spores au mm^2 à plus de 15 000, nous avons obtenu des infections très nettes avec, en général, destruction des plantes appartenant aux variétés sensibles huit à dix jours après la pulvérisation, alors que pour celle de 500 et surtout celle de moins de 100 spores au mm^2 , nous avons eu des infections bien moins nettes dues au fait que les points d'attaques étaient très dispersés et ne provoquaient que très rarement la mort de la plante.

Après l'infection des jeunes plantules, les terrines sont placées dans des bacs contenant un peu d'eau et recouvertes de « cages » en polyéthylène qui permettent de maintenir autour des plantes un degré d'humidité élevé (voisin de la saturation).

Généralement les auteurs laissent leurs plantes en incubation dans les cages pendant 48 heures afin de permettre une bonne pénétration du champignon dans les tissus de l'hôte.

Afin de favoriser au maximum l'infection des plantules et une meilleure extériorisation des symptômes, nous avons estimé préférable de laisser les terrines pendant 72 heures dans les cages. Celles-ci sont ensuite enlevées. Les premières taches apparaissent sur les variétés sensibles 24 à 48 heures après cette opération. La notation définitive de l'infection n'est effectuée que six jours plus tard (soit neuf jours après la contamination).

Si les terrines demeurent quatre à cinq jours sous ces cages, on observe, au niveau de certaines taches formées à la surface de l'axe hypocotyle, l'apparition de gouttelettes de liquide contenant de nombreuses spores. Celles-ci sont capables d'infecter les parties sous jacentes par gravité.

2. Notations :

Les variétés de Haricot présentant, lors des infections effectuées séparément à l'aide d'une souche de *C. lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav., des réactions différentes, il importe d'évaluer le degré d'attaque à l'aide d'un moyen simple et pratique. HUBBELING (26 a) utilise un barème de 0 à 20, 0 étant la résistance totale et 20 la destruction totale de la plante. Si cette méthode nous permet d'avoir (pour les notations **d'un essai**) une idée assez précise de la virulence de chacun des isoléments, le choix de chacune des notes est très difficile à effectuer. Nous avons constaté, par ailleurs, au cours des essais, qu'un même isolement peut donner des résultats légèrement différents sur les mêmes hôtes différentiels lors d'infections effectuées à des époques différentes de l'année, ceci pouvant être dû, soit à des variations des conditions d'éclairement, de température ou d'humidité, soit à des variations de vigueur des plantes.

Nous avons donc préféré une notation moins étendue, mais dont les notes sont plus faciles à évaluer en raison de leur nombre plus réduit. La notation, semblable à celle employée au Mexique par YERKES et ORTIZ (61), en Pologne par GABRYL (23 a et b) ou à Versailles par BANNEROT, utilise une gamme de six notes :

- 0 : aucune trace d'attaque ;
- 1 : quelques petites taches très peu nombreuses ;
- 2 : quelques taches assez disséminées sur quelques organes seulement, et qui ne s'étendent pas.

Ces trois notes correspondent à des dommages qui n'affectent pas le développement ultérieur de la plante. Nous considérons les variétés auxquelles seront attribuées l'une de ces notes comme des « variétés résistantes » à la race physiologique du parasite mise en leur présence.

- 3 : des taches assez nombreuses et disséminées sur toutes les parties de la plante ;
- 4 : des taches s'étendant et finissant par se rejoindre, mais sans détruire entièrement la plante ;
- 5 : plante entièrement détruite.

Ces trois notes correspondent à des « variétés sensibles » vis-à-vis de la race physiologique considérée (fig. 3).

Dans certains cas de résistance, nous avons observé de nombreux petits points bruns sur les différentes parties de la plante, mais aucun développement ultérieur ne se produisant à partir de ces points d'attaque, nous avons représenté ce phénomène lors des notations (Tab. XV et XX) par ϵ .

Nous avons constaté assez fréquemment, au moment de la notation de certaines variétés, des différences très importantes entre les plantes, certaines étant complètement détruites alors que d'autres n'étaient pas du tout attaquées. Deux cas se sont présentés suivant que :

- a) les réactions de la variété considérée présentaient de telles différences pour la plupart des races physiologiques avec lesquelles nous l'avions infectée ;
- b) les réactions de la variété ne présentaient des différences que pour un très petit nombre de races physiologiques appartenant à un ou deux groupes seulement.

La résistance et la sensibilité d'une variété étant des caractères héréditaires stables, il est permis de penser que nous sommes en présence de une ou plusieurs populations hétérogènes ; dans ce cas nous avons adopté la notation 0/5.



Figure 2. — RÉSULTAT D'UNE INFECTION DE PLANTES EN TERRINE.

Infection réalisée à l'aide d'un isolément effectué sur *Coco nain blanc*.
Les variétés 1 à 4, 7 et 8 sont sensibles; les variétés 5 et 6 sont résistantes
(Photo de Coninck - Versailles).

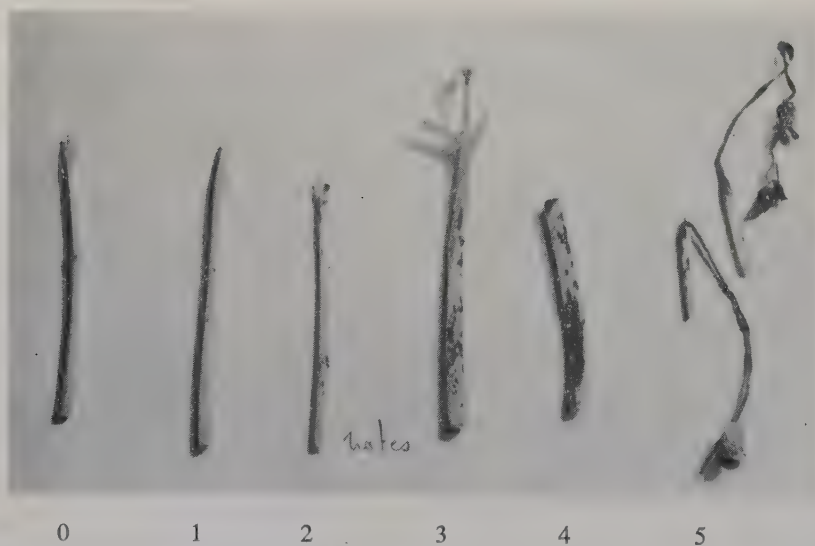


Figure 3. — NOTATION D'UNE INFECTION D'APRÈS LES SYMPTÔMES
SUR LES AXES HYCOTYLE ET ÉPICOTYLE (photo Cuille).

PREMIERE PARTIE

LES ORGANISMES EN PRESENCE

L'étude des diverses relations existant entre un parasite et une plante-hôte nécessite avant tout une connaissance approfondie des deux organismes en présence afin de pouvoir définir avec certitude ces relations.

Nous commencerons donc par l'étude de l'hôte sain, tant au point de vue de sa morphologie et de sa biologie qu'à celui de ses méthodes culturales et de sa variabilité, dans la mesure où ces caractéristiques jouent un rôle dans le déroulement de la maladie.

Nous étudierons ensuite la morphologie du parasite, sa taxonomie et sa physiologie, ce qui nous permettra de constater l'existence de nombreuses races physiologiques.

CHAPITRE I

L'HÔTE : PHASEOLUS VULGARIS Linné

Avant d'étudier le parasite, son développement sur la plante et les dégâts qu'il peut causer, il est nécessaire de bien connaître la plante saine afin de posséder une base de comparaison lorsque nous nous trouverons en présence de plantes infectées par le parasite. Cependant, peu d'auteurs envisagent ce problème lors de leurs observations sur le parasite.

Nous examinerons donc successivement :

- la morphologie externe et la structure de l'hôte sain vis-à-vis du problème pathologique ;
- le développement et le cycle végétatif du Haricot, les méthodes culturales pouvant avoir une influence sur le développement des parasites ;
- le très grand nombre de variétés de Haricot cultivées dans les diverses régions de production.

A. Morphologie externe et structure de l'hôte sain

Afin de pouvoir suivre l'expansion du parasite à l'intérieur de l'hôte, nous avons étudié, à l'aide de préparations microscopiques et d'observations au binoculaire, les tissus des différentes parties de la plante saine qui ont, directement ou indirectement, une influence sur le développement de la maladie (6).

Dans la **racine**, l'assise la plus externe : l'**assise pilifère**, meurt au bout de quelques jours et laisse apparaître l'**assise subéreuse** qui, après la disparition de la première assise et lorsque ses cellules se seront subérifiées, va former ainsi un manchon assez épais qui va protéger la racine contre les parasites. L'**endoderme**, assise la plus interne de l'écorce, est en contact direct avec le **péricycle** ; il se compose de cellules remplies de grains d'amidon étroitement adhérentes entre elles et dont les faces communes portent des **plissements subérifiés**. Grâce à ces cadres subérifiés, les cellules forment autour du cylindre central une couronne qui ne peut se détendre, et permettent ainsi une parfaite adhérence entre les divers éléments du cylindre central (fig. 4). Nous verrons l'importance de cette disposition lors de l'étude de la propagation des filaments mycéliens dans les tissus de l'hôte (voir page 104).

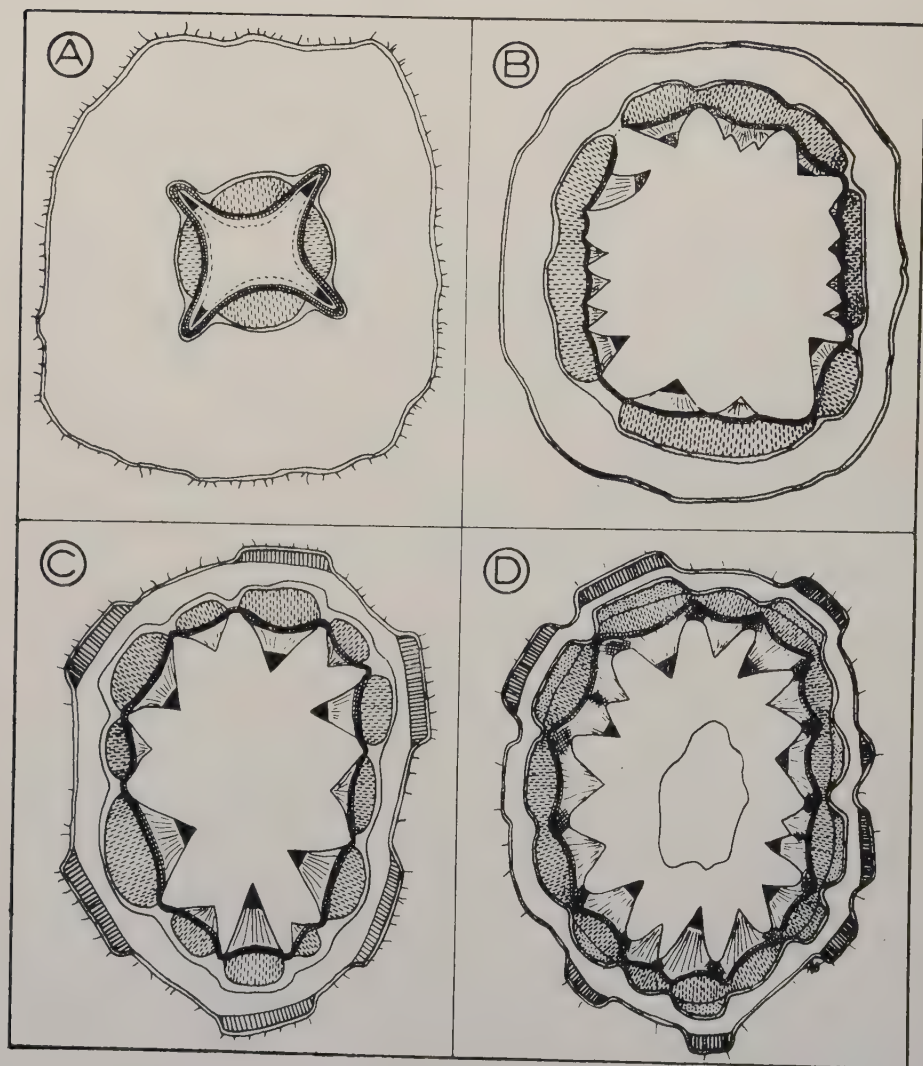


Figure 4. — STRUCTURE SCHÉMATIQUE D'UN HARICOT SAIN.
 A) racine — B) axe hypocotyle — C) axe épicotyle — D) tige.

L'**axe hypocotyle** (fig. 4) est très souvent touché par le champignon au stade « jeune plantule » malgré la **cuticule** qui recouvre son **épiderme** (fig. 5). A sa partie inférieure, il se forme (au début suivant quatre lignes parallèles à l'axe de la plante) des **racines adventives** qui permettent à la plante d'être plus vigoureuse et de mieux résister aux attaques des champignons.

L'**axe épicotyle** (fig. 4) présente des **côtes verticales** et son épiderme est couvert de nombreux poils. Ces poils épidermiques vont, en période humide, retenir les gouttelettes d'eau (pluie ou rosée) dans lesquelles pourront être incluses des conidies du champignon. Il en est de même pour le creux des côtes. Sous celles-ci, le **collenchyme**, tissu cellulosique de soutien, étant interrompu, ne peut entraver l'expansion des filaments mycéliens.

La **tige** (fig. 4) possède, comme l'axe épicotyle, des côtes verticales, des poils épidermiques ainsi que des stomates, mais d'autres parties ont également une grande importance lors des infections : le **bourgeon terminal** et les **bourgeons axillaires**, la destruction de ces bourgeons empêchant le développement ultérieur de la plante. L'eau glissant le long de la tige est retenue par les gaines formant la base des pétioles et si, dans cette eau, des spores sont en suspension, celles-ci pourront attaquer et détruire les bourgeons axillaires.

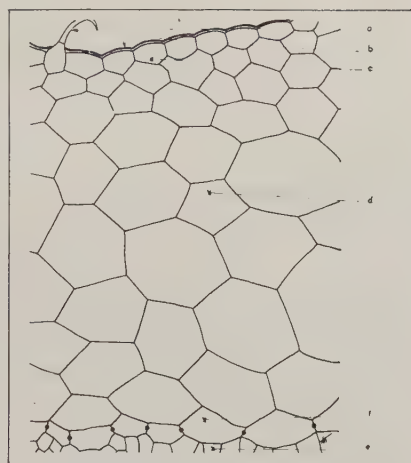


Figure 5. — PORTION D'ÉCORCE D'UN AXE HYPOCOTYLE SAIN.

a) Poil Tecteur — b) Cuticule — c) Epiderme — d) parenchyme cortical — e) Péricycle — f) Endoderme.

Les deux formes successives de feuilles : **préfeuilles** et **feuilles composées**, ont une structure interne identique (fig. 6). Nous avons déjà montré l'importance de la base du **pétiole** formant une gaine autour de la tige. Par ailleurs, sa face supérieure est creusée d'un sillon qui joue un rôle important lors des infections. Le limbe est une lame plate dont la face supérieure est recouverte d'une **cuticule assez épaisse** et de nombreux poils brillants. Les attaques se produisent rarement sur cette face qui, exposée aux rayons du soleil, ne garde pas assez longtemps l'humidité qui pourrait permettre au champignon de traverser la cuticule. La face inférieure, en retenant cette humidité, constitue un milieu très favorable à la germination des conidies. La pénétration du champignon est favorisée par la **faible épaisseur** de la **cuticule** par rapport à celle de la face supérieure. En outre, cette face porte de nombreux **stomates** (fig. 7) : 65 à 72 au mm² avec des écarts allant de 55 à 87, tandis que la face supérieure n'en compte pas ou très peu (fig. 8). Certains parasites peuvent pénétrer dans les tissus sous-

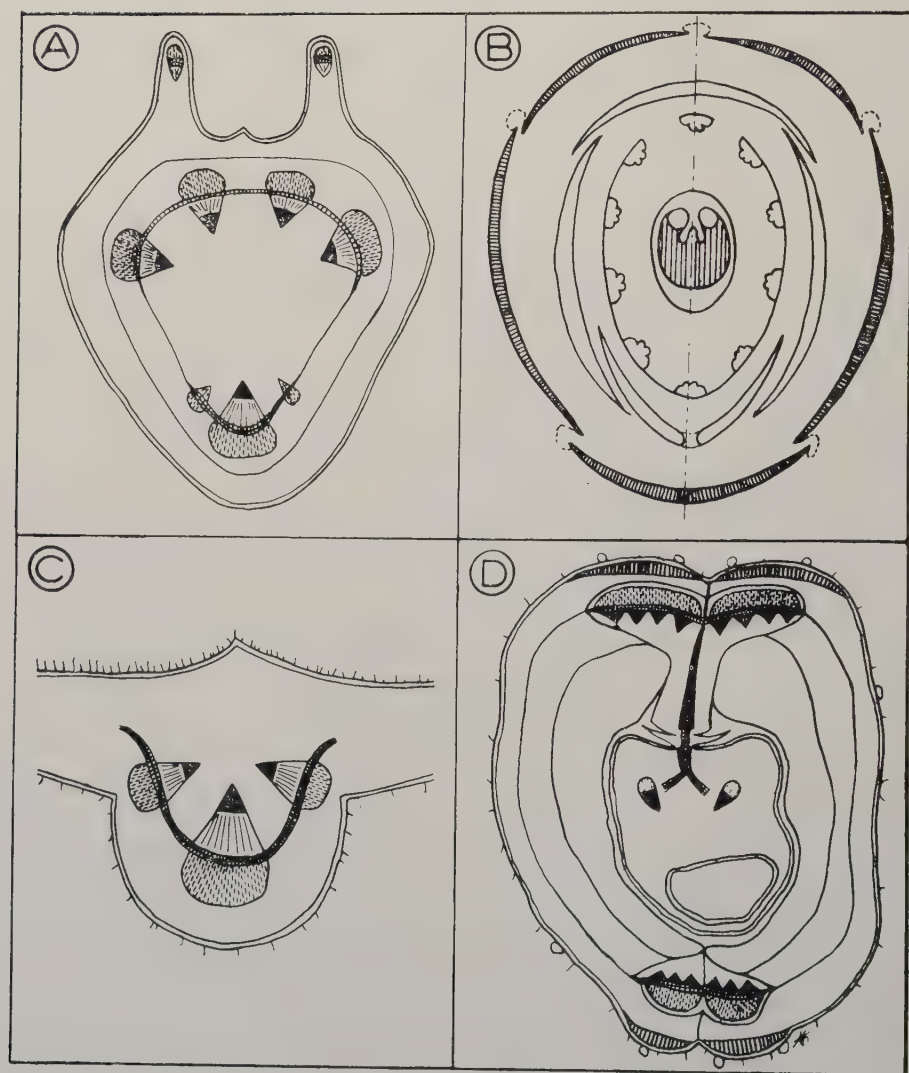


Figure 6. — STRUCTURE D'UN HARICOT SAIN.

A) Pétiole — B) fleur — C) feuille — D) gousse.

jacents par l'**ostiole** des stomates. La structure de ces tissus : **tissu palissadique** et surtout **tissu lacuneux**, permet une expansion rapide des filaments mycéliens du champignon au travers des cellules qui les constituent. Les **nervures** sont saillantes sur la face inférieure et les attaques les plus caractéristiques de la maladie se rencontrent généralement sur cette partie ainsi que sur les gousses. L'épiderme des nervures porte quelques poils, mais c'est surtout la partie saillante de la nervure qui retient les gouttelettes d'eau et de boue ayant rebondi sur le sol.

Si la structure interne des tissus des différentes parties qui composent la **fleur** n'a pas une grande importance au point de vue des rapports avec le champignon (la moindre attaque provoquant l'avortement de la fleur), la disposition des différentes pièces (fig. 6) joue un rôle très important lors de la reproduction, car la résistance et la sensibilité d'une plante au *C. lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav., sont des caractères héréditaires stables. Dans la **corolle**, les **éperons** auront une grosse influence au moment de la fécondation : ces deux petites pièces symétriques s'accolent faiblement à leur partie inférieure par leurs bords contigus et s'enroulent à leur partie supérieure pour former la **carène**. Celle-ci protège bien le pistil au début de la formation de la fleur, mais, par la suite, les deux éperons n'étant pas soudés sur toute leur longueur s'entr'ouvrent et le pistil sort de la carène. Il est alors exposé à l'influence du pollen des autres plantes. Nous avons pu observer en ressemant les graines récoltées dans des cultures contenant plusieurs variétés, qu'un nombre assez important de **croisements spontanés** s'étaient produits. Cette disposition facilite également la **castration** pour réaliser des **fécondations artificielles** et nous avons ainsi une explication du nombre considérable de variétés que l'on peut trouver dans le monde.

La structure interne des parois de la **gousse**, constituées en majeure partie par des tissus parenchymateux, permet au champignon de les traverser sans rencontrer de tissus susceptibles d'entraver sa croissance (fig. 6). Sur la ligne de suture, le parasite ne peut pas passer d'un bord du carpelle à l'autre, les tissus qui composent cette partie étant essentiellement constitués par des faisceaux libéro-ligneux. La présence ou l'absence de **tissus parcheminés** (parchemin ou filandres) dans le **mésocarpe** ne semble avoir aucune influence sur la propagation des filaments mycéliens dans les cellules de cette région.

Les deux parties de la graine, les **téguments** d'une part, les **cotylédons** et l'**embryon** d'autre part, ont une grande importance pour la propagation de l'Anthracnose : tous les auteurs s'accordent en effet à reconnaître la transmissibilité du champignon par la graine. Les téguments ont pour rôle de protéger l'embryon ainsi que les réserves contenues dans les cotylédons. Dans la gousse, avant d'être définitivement constitués, ces téguments sont facilement désorganisés et traversés par les filaments mycéliens du parasite qui peuvent alors se propager dans les cotylédons et infecter l'embryon. Secs, ces téguments sont luisants et coriaces et se composent de deux ou

trois couches de cellules fortement comprimées que les filaments mycéliens du parasite ne peuvent pas ou difficilement traverser. A ce stade, seules des attaques très superficielles se produisent.

L'embryon est attaché aux deux cotylédons très volumineux qui, au moment de la germination de la graine, finissent par se dessécher et par tomber sur le sol. Nous avons constaté que les cotylédons attaqués par les parasites se desséchaient moins vite que les cotylédons sains. L'embryon comprend, outre les cotylédons : une **radicelle**, une **tigelle** et une **gemmule** (fig. 35). Ces différentes parties sont très fragiles et la moindre attaque sur

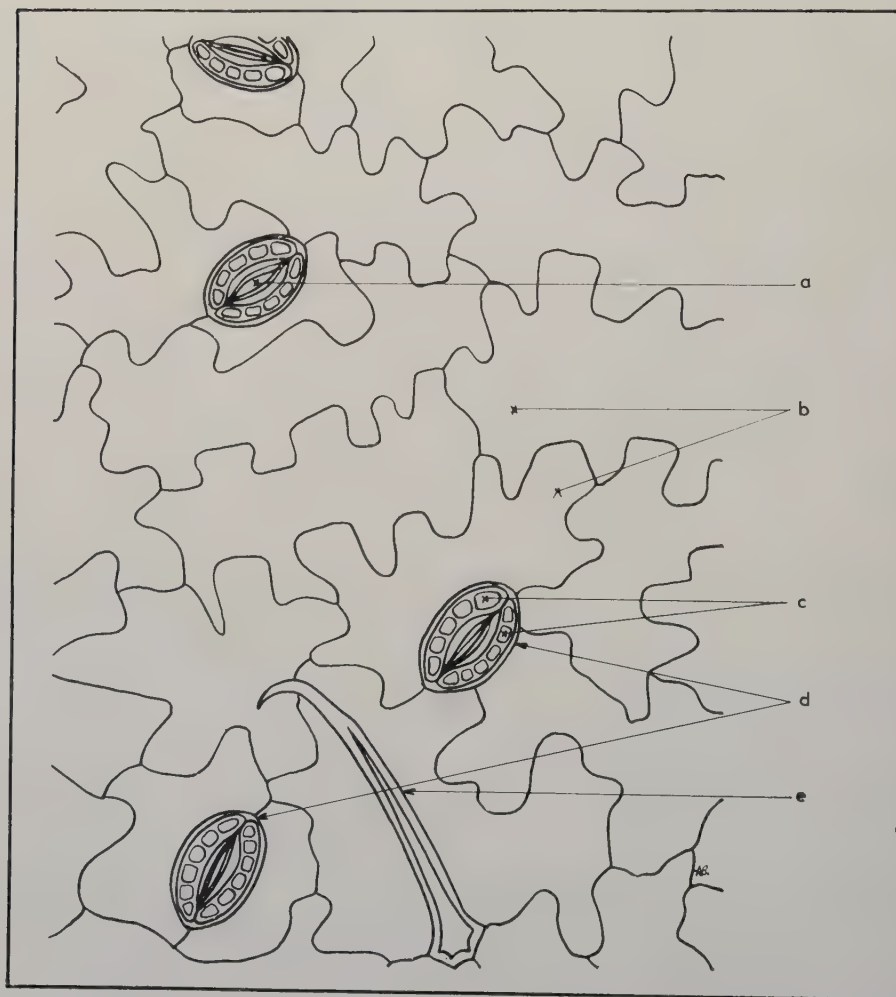


Figure 7. — EPIDERME DE LA FACE INFÉRIEURE D'UNE FEUILLE.

a) ostiole - b) cellules épidermiques - c) vacuoles - d) stomates - e) poil tecteur.

l'une d'elle provoque en général la destruction du pouvoir germinatif de la graine. Les cotylédons sont constitués par des cellules contenant des grains d'amidon et des grains d'aleurone ; celles-ci, une fois envahies par le parasite, le protègent pendant toute la période de conservation de la graine.

Lors de la formation de la gousse, des attaques se produisant à proximité du point d'attache de l'ovule ou **hile** provoquent l'avortement des ovules atteints, ce qui explique l'absence de symptômes de la maladie sur la face latérale des graines au voisinage du hile et du micropyle.

B. Biologie et culture du Haricot

La connaissance de la biologie et du cycle végétatif de la plante et de ses exigences climatiques permet de déterminer, par rapport aux conditions météorologiques de chaque région, les dates de semis et les méthodes culturales afin de cultiver la plante dans les conditions les plus favorables à son développement.

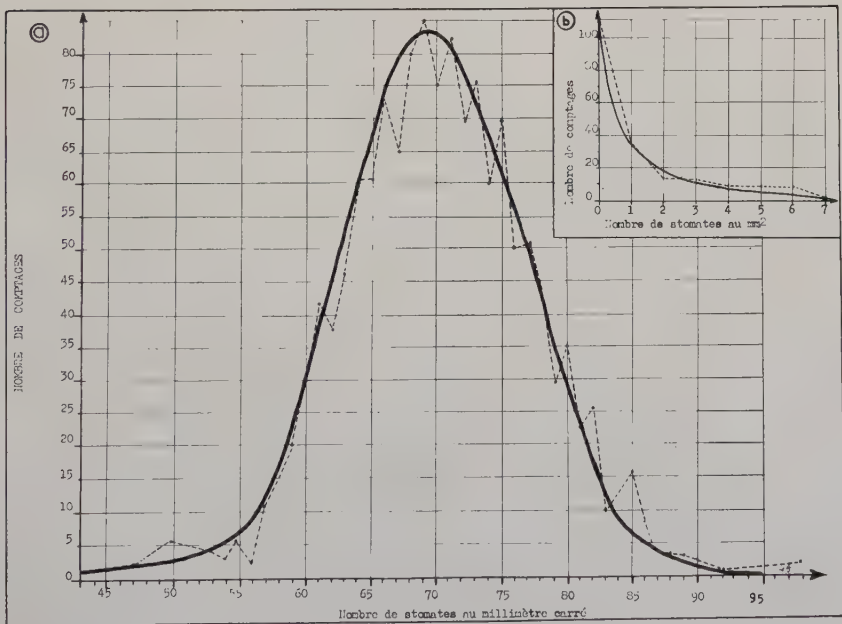


Figure 8. — COMPARAISON DE LA DENSITÉ DES STOMATES DES 2 ÉPIDERMES D'UNE FEUILLE DE HARICOT TRIOMPHE DE FARCY
a) *Epiderme inférieure* : nombre total de comptages : 1 400.
b) *Epiderme supérieure* : nombre total de comptages : 200.

I. - Développement des plantes : port et floraison

L'aspect de la végétation des plantes est très variable suivant les variétés et nous n'étudierons que deux des caractères dont on doit tenir compte lors du choix d'une variété dans une région dont on connaît les conditions météorologiques : ce sont le **port** et la **floraison**.

Le port de la plante est fonction principalement de la position et du nombre des tiges secondaires sur la tige principale. Il existe trois formes de port. Lorsque la croissance de la tige principale est rapidement arrêtée par

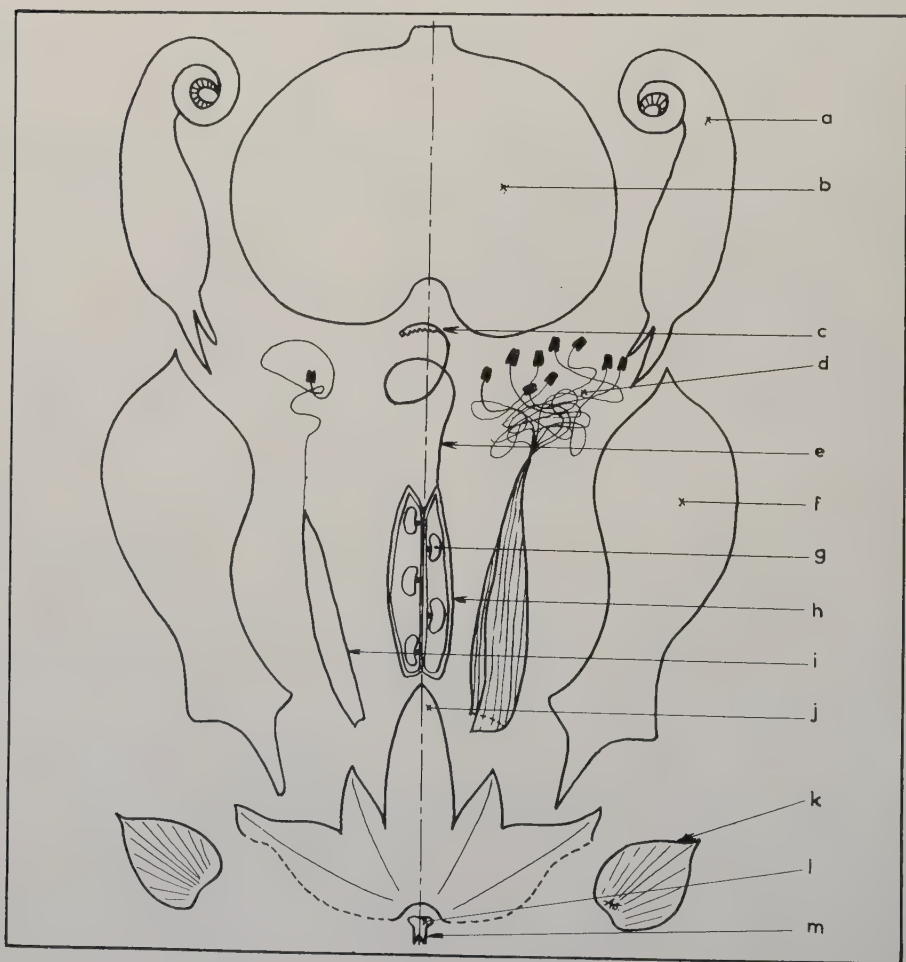


Figure 9. — DISSECTION D'UNE FLEUR (Variété *Triomphe de Farcy*).

a) éperon ou carène — b) étendard — c) stigmate — d) 9 étamines soudées par les filets — e) style — f) aile — g) ovule — h) ovaire — i) étamine libre — j) sépales soudés — k) bractée florale — l) réceptacle floral — m) pédoncule floral.

la formation d'une inflorescence terminale, nous sommes en présence d'un **Haricot nain à port déterminé**. Si la tige principale continue à croître et produit des inflorescences sur les tiges secondaires, le **port** est alors **indéterminé** ou **volubile**. Dans ce cas, deux éventualités sont alors possibles : ou la distance entre les points d'attache des différentes feuilles est petite (deux à six centimètres) et nous avons un **Haricot nain à port indéterminé**, ou elle est grande (10 à 30 centimètres) et nous avons un **Haricot à rames** ou **Haricot grimpant**.

Ces dernières variétés, exigeant une main-d'œuvre abondante, sont de moins en moins cultivées et sont remplacées par des variétés naines, parfois peu adaptées à la région, mais nécessitant beaucoup moins de travail. Cependant ces variétés à rames sont encore utilisées dans certaines régions (Sud-Ouest, Bourgogne, Alpes) en association avec le maïs, cette plante servant de support au haricot. Cette pratique doit être abandonnée car elle ne permet pas un développement normal des plantes et favorise le développement des parasites. On trouve également ces variétés dans les jardins potagers familiaux. Leur remplacement par des variétés naines nous a conduit à orienter nos recherches sur ces dernières qui représentent la presque totalité de la production française commercialisée.

Parmi les différents caractères de la floraison des variétés naines, nous retiendrons la **position des inflorescences** par rapport au feuillage de la plante. Cette position des inflorescences peut avoir une grande importance lorsque l'on sait les influences qu'ont, d'une part, la sécheresse sur la germination des grains de pollen et la fécondation des ovules dans le cas d'inflorescences externes et, d'autre part, l'humidité qui favorise le développement des parasites dans le cas de floraison interne. Nous pourrions trouver : une **floraison externe**, lorsque la plupart des fleurs composant les inflorescences émergent au dessus du feuillage, une **floraison interne** lorsque la plus grande partie des fleurs est masquée par le feuillage et des positions intermédiaires (floraison plus ou moins externe ou plus ou moins interne).

II. - Cycle végétatif

Le Haricot est une plante annuelle à végétation rapide, propagée par semis de graines. Suivant les variétés, les divers stades du développement des plantes se succèdent plus ou moins rapidement après le semis :

- a) les premières fleurs apparaissent entre 40 et 50 jours pour les variétés naines et entre 55 et 65 jours pour les variétés à rames ;
- b) les premières cueillettes de filets se font entre 50 et 70 jours d'une part et entre 75 et 85 d'autre part ;
- c) celles des gousses pour les grains frais entre 80 et 110 jours pour les deux types de production ;
- d) enfin, la récolte en sec, effectuée à la fin du **cycle végétatif** de la plante, permet de montrer la très grande différence de précocité existant entre

les variétés naines et les variétés à rames. Nous considérerons donc séparément les cycles végétatifs des deux types de plantes (Tab. I).

TABLEAU I.

DIFFÉRENTS TYPES DE CYCLE VÉGÉTATIF DU HARICOT.

VARIÉTÉS	HARICOTS NAINS	HARICOTS A RAMES
Très précoces	Inférieur à 100 jours	Inférieur à 120 jours
Précoces	De 100 à 110 jours	De 120 à 130 jours
Tardives	De 110 à 125 jours	De 130 à 140 jours
Très tardives	Supérieur à 125 jours	Supérieur à 140 jours

Nous avons indiqué dans le tableau II les résultats d'une étude des Etablissements Vilmorin-Andrieux et C^m (13) donnant les caractéristiques de quelques-unes des principales variétés de Haricot cultivées en France.

TABLEAU II.

CARACTÉRISTIQUES DE SIX VARIÉTÉS FRANÇAISES :

port ; floraison ; temps écoulé : entre le semis et l'apparition des premières fleurs, entre le semis et la première cueillette de filets ; cycle végétatif.

VARIÉTÉS	PORT	FLORAIISON	PREMIÈRES FLEURS	PREMIERS FILETS	CYCLE VÉGÉTATIF
Triomphe de Farcy	Nain déterminé	Externe	42 jours	59 jours	105 jours
Fin de Bagnols	Nain déterminé	Externe	42 jours	55 jours	100 jours
Flageolet Chevrier	Nain déterminé	Interne	46 jours	66 jours	120 jours
Roi des Massy	Nain déterminé	En tête	38 jours	54 jours	98 jours
Coco nain blanc	Nain indéterminé	Pauciflore	48 jours	65 jours	110 jours
Soissons gros blanc	Rames	Axillaire	60 jours	80 jours	140 jours

III. - Exigences climatiques

Plante d'origine tropicale, le Haricot est très sensible aux basses températures ; des températures inférieures à 2° C suffisent à le détruire. Il ne germe qu'à des températures supérieures à 10° C et sa végétation n'est vraiment vigoureuse qu'au-dessus de 12° C et même 14° C, les variétés à rames nécessitant une température plus élevée que les variétés naines.

Les températures les plus favorables au développement de cette plante sont très difficiles à définir du fait de la très grande diversité du comportement des variétés vis-à-vis des conditions météorologiques de chaque région : par exemple, lors d'un essai réalisé en 1961 à Manosque, mettant en comparaison quatre variétés, l'une d'entre elles, *Princesse double de Hollande*, n'a donné aucune gousse par suite d'une période sèche et chaude survenue au moment de la fécondation et de la formation des gousses, alors que les trois autres, *Contender*, *Processor* et *Triomphe de Farcy*, se sont développées normalement.

Le Haricot supporte mal, tant au moment du semis qu'à celui de la récolte, une forte humidité, celle-ci favorisant généralement plus le développement des parasites que celui des plantes. Ceci permet d'expliquer les très gros dégâts que provoquent les maladies dans certaines régions.

IV. - Méthodes culturales

A partir des données biologiques et climatiques que nous avons énoncées ci-dessus, il est possible de déterminer les différentes méthodes culturales : semis, fumure, soins culturaux, qui pourront permettre un développement des plantes dans les meilleures conditions possibles.

a) Semis :

Le Haricot étant très sensible aux basses températures, la date des semis est très variable suivant les régions et est fonction de l'époque à laquelle se produisent les dernières gelées.

Dans la région parisienne, celles-ci pouvant avoir lieu au mois de mai, les premiers semis sont effectués aux environs de la mi-mai, tandis qu'en Anjou, grâce à l'influence du climat maritime, ils commenceront fin avril-début mai et dans la Basse Vallée du Rhône à partir du 19 mars, date de la Saint-Joseph qui est considéré comme le Père du Haricot.

Cependant, certains agriculteurs, comme ce fut le cas en 1961, ont semé beaucoup plus tôt que les autres années en constatant la douceur du climat vers la fin mars, afin de produire avant l'encombrement des marchés. Cette pratique n'est pas à généraliser, car la production est alors tributaire, d'une part des gelées tardives, d'autre part, de la très forte humidité printanière qui favorise le développement des parasites, comme ce fut le cas dans les Landes où de nombreuses cultures furent retournées, la plus grande partie des jeunes plantes étant détruite.

Par ailleurs, la date des semis est aussi fonction de la durée du cycle végétatif de la variété que l'on doit cultiver. Le cycle végétatif rapide de certains haricots nains permet, dans certaines régions orientées vers la production de « filets », de faire trois et parfois même quatre semis échelonnés de début mars-mi mai à la fin août. Dans ce cas, on se trouve en présence de terrains qui portent plusieurs fois de suite la même culture, ce qui peut être dangereux lorsque la culture précédente était infectée.

Les récoltes de filets s'échelonnent donc de :

- a) mi-mai à fin octobre dans le Sud-Est ;
- b) juin à septembre dans le Sud-Ouest et le Val de Loire ;
- c) fin juillet à début octobre dans la région parisienne, le Centre et le Nord.

Nous voyons que certaines cultures sont encore sur pied lorsqu'arrivent les pluies de l'automne et c'est à cette époque que nous avons pu observer les plus nombreuses attaques d'Anthracnose avec celles qui se développent en période humide au début de la culture.

Pour la production de grains secs, les semis sont effectués assez tôt pour récolter avant les pluies, afin d'éviter au maximum les risques d'attaques tardives ainsi que ceux de mauvaise conservation dus à l'excès d'humidité que pourraient accumuler les grains avant la récolte. Dans certaines régions de l'Est de la France, les conditions climatiques ne permettent pas cette orientation de la production, le temps compris entre les dernières gelées et les premières pluies étant inférieur à la durée du cycle végétatif des variétés pouvant être utilisées.

Le Haricot se sème en terre légère, bien préparée et dans laquelle on a incorporé du fumier (de préférence en automne) et des engrais. Les sols calcaires ou les sols trop humides ne lui conviennent pas. La fumure chimique mal équilibrée paraît rendre les plantes plus sensibles aux maladies et ceci se constate assez fréquemment sur les haricots verts.

Le mode de semis pour les variétés naines est très variable suivant les régions. On emploie plusieurs formes de semis sans savoir celle qui convient le mieux. Les semis effectués en **poquets** de six à huit, voire même dix graines, distants sur la ligne de 0,20 à 0,35 m et, entre les lignes, de 0,50 à 0,80 m, étaient très répandus mais, avec la mécanisation (semoirs, bineuses et, dans certains cas, moissonneuses-batteuses), les **semis en lignes**, avec une graine tous les deux à dix centimètres sur la ligne et 0,65 à 0,80 m entre les lignes ont tendance à prendre de plus en plus d'extension.

Pour les variétés à rames, le semis s'effectue en planches séparées, dans lesquelles on installe des perches ou « rames » pour faire grimper les plantes. Ces rames pouvant porter des spores provenant d'un champignon ayant infecté une culture antérieure, il est nécessaire de les désinfecter avant de les réutiliser. Cependant, dans certaines régions, et en particulier dans le Sud-Ouest, la culture des haricots à rames s'effectue en association avec le maïs, ce dernier jouant le rôle de support.

Des études sur les méthodes de semis et sur les peuplements sont

effectuées à l'heure actuelle. Il semble qu'une végétation trop touffue, en gardant l'humidité, permet un développement plus important des parasites qu'une culture dont la végétation est assez aérée. Nous voyons donc la nécessité de tenir compte du **port** des variétés avant d'effectuer le semis.

b) Soins culturaux :

Les soins culturaux ont d'une part une action sur la végétation des plantes et par conséquent sur leur résistance et d'autre part une influence sur la multiplication et la conservation des parasites.

La plupart d'entre eux nécessitent le passage du cultivateur et de ses instruments qui, dans une culture contaminée et humide (rosée ou pluie), servira de moyen de propagation à la maladie.

Le **buttage** des jeunes plantes (qui s'effectue 15 jours à trois semaines après le semis afin de favoriser la **production des racines adventives** sur l'axe hypocotyle), permettra à la plante d'être plus vigoureuse et de mieux résister aux attaques des parasites.

Le Haricot, exigeant une terre propre et saine, nécessite ensuite des **binages** assez fréquents pour enlever les mauvaises herbes et éventuellement rompre la croûte qui se forme à sa surface. Dans certains sols trop humides, argileux, lourds ou inondables, le **drainage** permet d'obtenir un meilleur dosage de l'humidité dans le sol et d'en enlever l'excès.

Enfin l'arrosage ou l'irrigation sont employés généralement dans les cultures destinées à la production de filets. Il est préférable d'arroser le terrain avant le semis plutôt qu'après afin que les graines ne se trouvent pas en présence d'une trop forte humidité qui favoriserait le développement des parasites provoquant la « fonte des semis » : *Fusarium* sp., *Botrytis cinerea* Pers. ou Bactéries. Ensuite, sauf dans le cas de sécheresse exceptionnelle, les cultures ne seront pas arrosées avant la formation des premiers filets.

Les traitements contre les maladies feront l'objet d'un chapitre spécial (voir page 151).

C. Variétés cultivées

Le Haricot commun (*Phaseolus vulgaris* Linné) est une Dicotylédone dialypétale, appartenant à la famille des Papilionacées dites « Légumineuses ».

Sous le nom de Haricot, on trouve dans le commerce des graines de plantes de la tribu des Phasolées (*Vigna*, *Dolichos*, *Glycine* ou *Soja*) ou du genre *Phaseolus* (*P. lunatus* L. : Haricot du Cap, *P. multiflorus* Willd. : Haricot d'Espagne). Parmi ces espèces tropicales, certaines font l'objet de petites cultures dans la région méditerranéenne et le Sud-Ouest (Dolique Mongette ou *Cornille*), mais en France, seule l'espèce *Phaseolus vulgaris* est véritablement cultivée.

Cette espèce comporte un nombre très élevé de variétés résultant de la structure de la fleur qui permet les croisements spontanés et les fécondations artificielles.

De nombreux auteurs ont effectué des travaux de classification à l'intérieur de cette espèce en s'appuyant en général sur la forme des graines et sur la couleur des téguments, mais aussi sur le port de la plante : LINNE, PIETRO SAVI (43), DE CANDOLLE (11), VON MARTENS (33), IRISH (27), TRACY (57), DENAÏFFE (16). En 1925, VILMORIN (58) a établi une « *classification agronomique* » s'appuyant sur la présence ou l'absence de tissus parcheminés dans le péricarpe de la gousse :

HARICOTS NAINS : port déterminé ou non.

A) A parchemin :

- à consommer en filets ;
- à consommer en filets ou en grains ;
- à consommer en grains frais et secs.

B) Sans parchemin ou Mangetout :

- à cosse jaune : Haricot Beurre ;
- à cosse verte : Mangetout vrai.

HARICOTS A RAMES

A) A parchemin.

B) Sans parchemin :

- à cosse jaune : Haricot Beurre ;
- à cosse verte : Mangetout.

Avant d'énumérer les principales variétés cultivées dans les différentes régions de production, il nous a paru opportun de comparer les diverses orientations de la production ainsi que l'importance des surfaces cultivées, des rendements moyens et des dégâts causés depuis 1958 par l'Anthracnose (fig. 10 - Tab. III).

Dans ce but, nous nous sommes mis en rapport avec toutes les Directions départementales des Services Agricoles et les Services de la Protection des Végétaux.

Une certaine imprécision apparaît dans les résultats de cette étude. Celle-ci est due à la diversité de l'utilisation des récoltes : commercialisation, conserveries ou auto-consommation.

I. - Diverses orientations de la production

Les principaux débouchés de la culture du Haricot sont, par ordre d'importance : le haricot vert ou filet (à parchemin, Mangetout vrai ou Beurre), le haricot sec, le haricot frais et enfin les semences.

Les conserveries absorbent environ 20 à 25 % de la production des haricots verts et 10 % de celles des grains secs, le reste de la production

**TABEAU III. — IMPORTANCE DE LA CULTURE DU HARICOT DANS LES DIFFÉRENTS DÉPARTEMENTS FRANÇAIS
ET VARIÉTÉS CULTIVÉES POUR LES DIVERSES ORIENTATIONS DE LA PRODUCTION**

	HARICOTS VERTS			HARICOTS SECS (ou grains frais)			HARICOTS pour SEMENCES			DÉGATS EN POURCENTAGE DE LA PRODUCTION
	SURFACIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	SURFACIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	SURFACIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	
Ardennes	—	—	—	—	—	—	—	—	—	10 à 15 % chaque année.
Marne	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
Aube	—	—	—	25	5	3.15	—	—	—	
Haute-Marne	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
Meuse	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
Moselle	190	30/60	3.13.14.19	—	—	—	—	—	—	
Meurthe-et-Moselle ..	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
Vosges	10	60	18.19.40	—	—	—	—	—	—	
Bas-Rhin	200	100	5.8.18.19. 38.39.40	—	—	—	1	—	—	
Haut-Rhin	10	80	14.38.41	—	—	3	—	—	—	
Belfort	—	—	—	—	—	—	—	—	—	30 % en 1960. 2 à 5 % - 20 % (1961) sur grains - 10 à 30 % - 90 % (1961) haricots verts. Peu importants.
Haute-Saône	40	40/60	13.14.38	—	—	—	—	—	—	
Doubs	—	100	1.2.5.7. 14.30	—	—	—	—	—	—	
Jura	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
Côte-d'Or	300	—	1.2.7.14.30	500	—	4.9.32.36	—	—	—	
Yonne	80	30/40	1.2.43	30	8	4.9	—	—	—	
Saône-et-Loire	40	30/50	1.2.6.20. 41.51	500	10/15	3.9.17.22	—	—	—	
Ain	80	45	1.6.14.30. 31.49	16	6/9	3.12.15	—	—	—	

FABLEAU III (suite). — IMPORTANCE DE LA CULTURE DU HARICOT EN FRANCE

	HARICOTS VERTS			HARICOTS SECS (ou grains frais)			HARICOTS pour SEMENCES			DÉGATS EN POURCENTAGE DE LA PRODUCTION
	SUPERFICIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	SUPERFICIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	SUPERFICIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	
Gironde	225	40/50	1.2.14	300	6 10	—	—	—	—	Feu importants, 5 à 10 % chaque année.
Dordogne	350	50/160	1.2.13	—	—	—	—	—	—	
Lot	230	50	1	—	—	—	—	—	—	
Aveyron	400	30	(A) cult. familiales	700	5	cultures familiales »	—	—	—	7 à 10 % (1959), 15 à 20 % (1960), 3 à 5 % (1961), 10 à 15 % chaque année, 15 à 20 % chaque année.
Tarn	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
Lot-et-Garonne	2600	60	1	60	—	—	50	3	1	
Tarn-et-Garonne ..	800	30	1.2.13.30	1000	6	4.25	100	3/4	1.2	10 % chaque année, 50 % (1959-60), 20 % (1961), 30 % (1959-60), 15 % (1961), 40 %.
Landes	—	—	—	3000	—	4.9.12. 24.25	—	—	—	
Gers	—	—	—	2000	5	12.24.25.A	—	—	—	
Hautes-Pyrénées ...	—	—	—	1500	7/13	24.25	—	—	—	10 à 15 % chaque année.
Basses-Pyrénées ...	—	—	—	7000	5/10	4.12.24.25	250	3	1.14.16.32 33.34.45	
Haute-Garonne	30	40	4.15.30. 31.34	4000	7	9.12.15.50	—	—	—	
Ariège	—	—	—	1000	12	4.9.25	—	—	—	10 à 15 % chaque année.

SUD-EST

Loire	90	3	1.2.51	200	5/10	9.12.32	—	—	10 à 25 % chaque année. 20 % chaque année.
Rhône	800	40	1.2.19. 33.36	150	—	4.9	5	—	
Haute-Savoie	—	—	—	—	—	—	—	—	
Savoie	25	45/100	1.2.8.12.19. 32.33.36.44	20	6	12.15	—	—	15 à 25 % (1959-60). 30 % (1961). 90 % variétés naines.
Isère	200	25/50	1.2.8.19	280	5/10	12.32.36	—	—	Peu importants.
Drôme	120	65	8.20	150	10	12	10/15	1.2.8.20	Peu importants.
Hautes-Alpes	25	45	1.6.19.	110	5/10	12.15.32	6/10	1.2	Peu importants.
Vaucluse	1850	40	27.33	70	6	12	8/12	1.2	15 à 25 % (1959).
Alpes-Maritimes	—	—	8.20.31	—	—	—	—	—	Peu importants.
Basses-Alpes	250	35/40	1.2.6.8.12. 16.19.20. 30.47	400	8/15	4.12.42	—	1.2.6.8. 12.16.19	
Var	500	—	1.30	—	—	—	—	—	Peu importants. 25 % (1961).
Bouches-du-Rhône	1000	40	1.2.12. 20.29	50	6	4.42	8/14	—	
Haute-Loire	50	40	1.19.20.51	200	6	12. A	—	—	Peu importants.
Lozère	—	—	—	—	—	—	—	—	Peu importants.
Ardeche	200	45	1.2.5.8.20	40	4	12	—	—	Peu importants.
Gard	600	70	1.2.23.26	—	—	—	—	—	Peu importants.
Hérault	1000	50	5	850	16	4	—	—	Peu importants par suite du climat.
Aude	—	—	—	—	—	—	—	—	
Pyrénées-Orientales	1300	30/50	2.5.6.8.19 20.27.31	800	10	4.12.21.A	—	—	10 à 15 % chaque année. 30 à 70 % (1961).
Corse	120	40	33.36 5.6.26	150	22	15.45.46. 47.A	—	—	

TABLEAU III (suite). — IMPORTANCE DE LA CULTURE DU HARICOT EN FRANCE

	HARICOTS VERTS			HARICOTS SECS (ou grains frais)			HARICOTS pour SEMENCES			DÉGATS EN POURCENTAGE DE LA PRODUCTION
	SUPERFICIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	SUPERFICIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	SUPERFICIES EN HA	RENDEMENT EN Q/HA	VARIÉTÉS	
Nord	100	80/150	1.6.14.16 18.32.41	3800	14	3.9.11	47	3/5	—	10 à 20 % chaque année.
Pas-de-Calais	70	80	1.13.14	1100	15	3.9.11	—	—	—	20 % chaque année.
Somme	150	100	14.18.20. 39.41	100	10	9.15	—	—	—	15 % chaque année.
Seine	150	35/120	toutes variétés	—	—	—	—	—	—	25 % (1960).
Seine-et-Oise	1800	40/100	1.3.6.8. 13.14	2000	10	3.10.11	355	3/8	—	30 à 50 % (1960). 5 % (1961).
Seine-et-Marne	225	25/200	3.13.14	—	—	—	—	—	—	45 % (1960).
Oise	350	30	14	100	6	9	—	—	—	50 % (1958). 15 % (1959).
Aisne	150	100/	3.14	60	8/15	3.9.11	—	—	—	30 à 40 % chaque année.
Seine-Maritime	...	..	1.16	—	—	—	—	—	—	Peu importants.
Calvados	...	..	1	—	—	—	—	—	—	
Manche	100	40	1.42	60	5	3.15.17	—	—	—	
Orne	50	30	1	—	—	—	—	—	—	
Eure	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
Ille-et-Vilaine	90	30/60	1.2.6.7	—	—	—	—	—	—	20 à 30 % chaque année.
Loire-Atlantique ...	600	60/150	1.2.3.6.7 13.14.19.36	200	10/30	3.4.9.15.21	—	—	—	25 % (1959). 50 % (1960). 50 à 100 % au printemps 1961, 20 % ensuite

NORD

OUEST

Côtes-du-Nord	100	35	1.14	800	15	3.12	—	—	20 % (1959), 25 % (1960), 15 % (1961).
Morbihan	600	35	1.5.6.7.14	80	5	3	—	—	15 à 30 % chaque année.
Finistère	3600	40	1.2.7.14	60	5	3	—	—	10 à 30 % chaque année.
Mayenne	90	40	14.18	30	6	15.17	—	—	30 % (1958-59), 50 % (1960).
				50	8	3.10.17	3/6	1.2.16.18	30 % (1958-59), 50 % (1960).
Sarthe	1500	25	1.2.5.6.7	1800	6	3.4.9	7	15, 29 à 36	25 % (1959), 40 à 60 % (1960).
			16.24						
Maine-et-Loire	400	50	1.6.14.37	3000	10	3	—	—	10 % ch. an. 30 % (1959-60).
Indre-et-Loire	350	35/70	1.6.16.31	350	8/14	4.12.32.36	—	—	10 à 30 % (59-60), 10 % (61).
Vienne	—	—	—	1200	15	4.21.22	—	—	15 à 35 % (1959-60).
Deux-Sèvres	30	60	3	1400	12	4.9.21	—	—	40 % (1959), 15 % (1960).
Vendée	—	—	—	420	28	4.21.22	—	—	Peu importants.
Charente-Maritime	—	—	—	300	10/15	4.9.12.22	—	—	20 à 45 % (1959, 20 % (1960).
Charente	—	—	—				—	—	5 % (1961).

CENTRE

Loiret	200	30	1.3.6.23.37	3000	10	3.10	—	—	20 à 25 % (1960), 5 à 10 % chaque année.
Loir-et-Cher	350	20/40	1.6.8.14 18.20.49			3.11	—	—	30 % (1959-60), 10 % chaque année.
Eure-et-Loir	—	—	—	7500	20	3.10.11	—	—	20 % (1959), 30 % (1960).
									5 % (1961).
Cher	900	20	1.2.16	550		4.9.22.52	—	—	25 % (1959), 30 % (1960).
Indre	300	25	1.6	300	8/12	9.15	—	—	Peu importants.
Nièvre	80	30	1.6.16.19	600	7	3.9	—	—	20 à 40 % chaque année.
Allier	190	25	1.2.6.16	250		3.4.12.36	—	—	Assez importants chaque an.
Creuse	—	—	—	50	5	3.9.15	—	—	
Haute-Vienne	300	50	1.3.6.7.16	350	12	3.4.9.	—	—	
						11.15	—	—	
Corrèze	150	20/60	1.6.8.19	380	6/10	9.11.12	—	—	
Cantal	20	14	1.7.31	50	5/7	12.36.A	—	—	
Fuy-de-Dôme	100	40/70	5.12.16	300	6/8	3.11.12	—	—	

TABLEAU IV.

LISTE DES PRINCIPALES VARIÉTÉS DE HARICOTS CULTIVÉES EN FRANCE
(Mgt. : Haricot Mangetout)

1 Triomphe de Farcy	Parchemin	26 Mangetout nouvel	
2 Fin de Bagnols ..	Parchemin	Ermitage	Mangetout
3 Flageolet chevrier		27 Du Bua	Mangetout
vert	Parchemin	28 Prodige de Courtry	Parchemin
4 Michelet à longue		29 Superphénix = Sur-	
cosse	Parchemin	passé phénix	Mangetout
5 Métis	Parchemin	30 Mangetout nain ex-	
6 Supermétis	Parchemin	tra hâtif = Le Ba-	
7 Maireau ou Abon-		raquet	Mangetout
dant	Parchemin	31 Phénix et Phénix	
8 La Victoire-Tézier .	Mangetout	Claudia	Mangetout
9 Lingot = Suisse		32 Phénomène	Mgt.-rame
blanc	Parchemin	33 Or du Rhin et Tor-	
10 Princesse vert	Parchemin	rent d'Or	Beurre-rame
11 Flageolet blanc du		34 Roi des beurres ..	Mangetout
Nord et à longue		35 Flageolet très hâtif	
cosse	Parchemin	d'Étampes	Parchemin
12 Coco nain blanc		36 Saint-Fiacre	Rames
Coco nain précoce			Beurre
13 Processor	Mangetout		ou Mgt.
14 Princesse double de		37 Précoce de Saumur-	
Hollande	Mangetout	Boret - Marché de	
15 Soissons nain gros		Saumur	Parchemin
pied - Soissons nain		38 Conserva et Favorit	Mangetout
hâtif	Parchemin	39 Crussol-Tézier	Mangetout
16 Noir hâtif de Belgi-		40 Granda	Parchemin
que et Roi des Bel-		41 Tendergreen = Man-	
ges	Parchemin	getout tendre vert .	Mangetout
17 Jaune de la Chine		42 Mistral	Parchemin
et Jaune du Canada	Coco	43 Beurre Crayon	Mangetout
18 Saxa	Mangetout	44 Cosse Violette	Mgt.-rame
19 Contender	Mangetout	45 Coco de Prague	Nain
20 Superviolet	Mangetout	marbré	ou à rame
21 Coco de Marans		46 Coco bicolore du	
Coco brézins		Pape	Rame
22 Rosé de Marans -		47 Coco nain rose d'Ey-	
Alger le cran -		ragues	
Abondance du Ma-		48 Coco gros « Sophie »	
rais - Rognon de coq	Parchemin	Coco blanc à rames	
23 Gloire de Deuil et		49 Beurre doré	Mangetout
Deuil fin précoce ..	Parchemin	50 Coco de Pamiers .	
24 Roi des Massy	Parchemin	51 Superproduction Sè-	
25 Gros plat tarbais =		ve	Parchemin
Soissons gros plat .	Rames	52 14-Juillet	Parchemin

A. — Haricot d'Espagne : *Phaseolus multiflorus* Willd.

est partagé entre la commercialisation (exportations, ventes sur les marchés nationaux et locaux), l'**autoconsommation** (dont l'importance est pratiquement impossible à déterminer) et les semences, qui peuvent être évaluées à 1 % du tonnage commercialisé.

Il est bon de préciser que la production des haricots secs et frais ne fait l'objet que d'une seule culture, les premières gousses étant cueillies pour être écosées, les autres étant conservées sur pied jusqu'à complète maturité. Il arrive aussi, par suite d'une montée des prix, qu'une cueillette de filets soit effectuée dans ces cultures destinées primitivement à la production de haricots grains.

La comparaison des rendements des deux principales productions (filets et grains) est difficile du fait de la diversité des surfaces cultivées, des modes de culture, des variétés cultivées et des conditions climatiques des régions productrices. C'est ainsi qu'en ce qui concerne les haricots verts, les rendements en quintaux par hectare varient de 25 à 200 et pour les haricots en grains secs, de 5 à 25. Ces rendements de 1961, n'ont généralement pas subi l'influence des maladies, celles-ci étant à peu près inexistantes par suite de conditions climatiques peu favorables au développement du parasite.

II - Régions de production (fig. 10) et production française

Pour les haricots verts, les régions suivantes sont parmi les plus importantes : le Lot-et-Garonne (Villeneuve-sur-Lot, Agen), le Vaucluse (Avignon), le Finistère (Quimper), la Vallée de la Loire (Blois, Saumur, Angers), le Pays Nantais, les Pyrénées-Orientales, la Région Parisienne, le Bas-Rhône-Languedoc et enfin les **ceintures maraîchères** des grandes villes

La production française de haricots verts s'est élevée à 312 000 tonnes en 1958, 203 000 en 1959, 275 000 en 1960. Ces chiffres permettent de constater les fluctuations importantes en matière de récolte de haricots verts. On peut dire que les conditions climatiques et leurs conséquences tant sur la végétation que sur le développement des maladies en sont la cause initiale.

Les surfaces cultivées en haricots verts s'accroissent depuis la fin de la guerre : 15 000 hectares en 1945, 16 300 en 1950, 19 000 en 1955, 21 100 en 1960, tandis que celles des haricots secs diminuent régulièrement chaque année : 153 000 hectares en 1945, 155 000 en 1950, 133 000 en 1955 et 109 000 en 1960 (chiffres communiqués par le Ministère de l'Agriculture).

En ce qui concerne les haricots secs, nous constatons une très grosse différence entre les résultats de notre enquête (60 000 hectares environ) et le chiffre cité ci-dessus. Cette différence provient certainement du fait que lors de notre enquête les surfaces cultivées pour l'autoconsommation n'ont pas été prises en considération dans tous les départements.

Pour les haricots secs, les régions suivantes sont parmi les plus importantes : la Région Parisienne (Seine-et-Oise, Eure-et-Loir), le Sud-Ouest

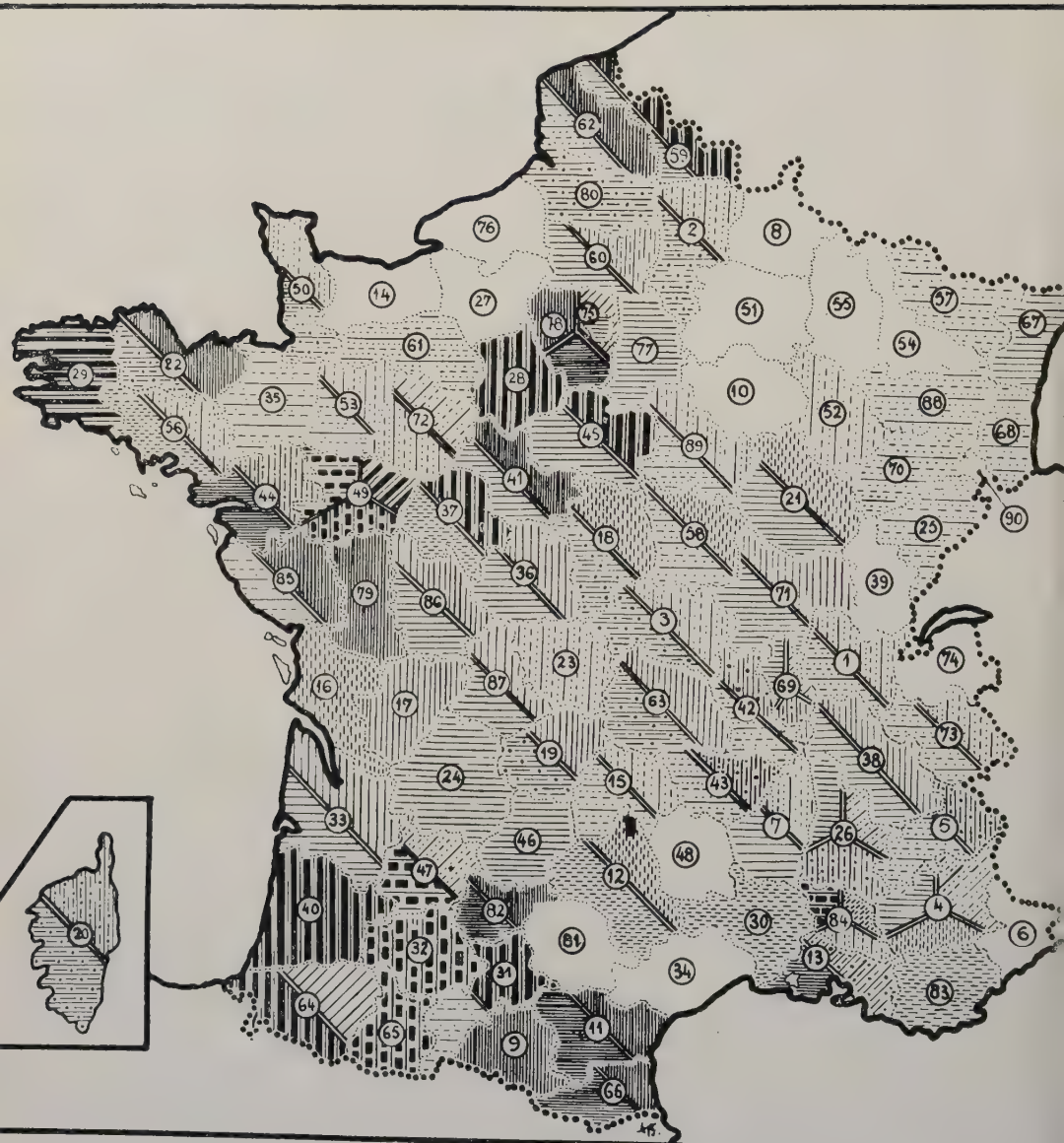
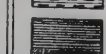
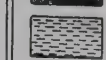


Fig.10. - CULTURE DU HARICOT EN FRANCE EN 1961

Productions

	HARICOTS VERTS (Beurre, filets, mangetout)
	HARICOTS GRAINS (frais et secs)
	SEMENCES

	Plus de 3 000
	de 1 500 à 3 000
	de 800 à 1 500
	de 400 à 800

Surfaces cultivées en hectares

	de 200 à 400
	de 100 à 200
	de 10 à 100
	moins de 10

(Basses-Pyrénées, Landes, Gers, Hautes-Pyrénées, Haute-Garonne), la Vallée de la Loire (Orléans, Blois, Tours, Saumur, Angers), le Marais Mouillé (Vendée, Deux-Sèvres, Charente-Maritime) et enfin le Nord et le Pas-de-Calais.

La production française de haricots secs a atteint 103 270 tonnes en 1958, 85 540 en 1959 et 116 960 en 1960. Pour 1959, la baisse de production peut être attribuée en premier lieu à une période pluvieuse en début de culture qui a provoqué la destruction d'un grand nombre de jeunes plantules et, en second lieu, à une autre période pluvieuse en fin de végétation qui, dans la plupart des régions, a gêné les récoltes et permis aux parasites, et en particulier à l'Anthracnose, de détruire un grand nombre de gousses. Pour 1960, malgré une légère diminution des surfaces cultivées par rapport aux années précédentes (115 400 hectares en 1958, 113 400 en 1959 et 109 000 en 1960), nous constatons une très forte élévation de la production et ceci malgré les dégâts très importants causés par l'Anthracnose et les autres parasites. Il est possible que la très forte humidité de l'été 1960, tout en favorisant le développement des parasites, a permis une accumulation plus grande d'eau dans les graines provoquant ainsi une très forte augmentation des rendements. Par exemple, en Eure-et-Loir, les rendements moyens sont respectivement passés de 13 quintaux-hectare en 1958 à 8 en 1959 et à 20 en 1960.

Enfin, la production des semences s'effectue dans les régions suivantes : le Val de Loire (Angers-Saumur), le Vaucluse, la Vallée de la Durance, les Basses-Pyrénées, le Bassin Parisien et le Nord.

III. - Principales variétés employées

Le prix et la rareté des ouvriers agricoles ont amené les producteurs à abandonner en règle générale, les variétés nécessitant une main-d'œuvre importante tant dans la culture que dans la récolte. Les variétés à rames ont ainsi pratiquement disparu des régions de cultures, sauf toutefois dans le Sud-Ouest, les Alpes et la Bourgogne où elles sont encore utilisées simultanément avec le maïs. Depuis 1960, des efforts sont tentés dans le Sud-Ouest pour remplacer cette pratique par la culture séparée des deux plantes et introduire des variétés naines bien adaptées aux conditions climatiques de la région. On trouve également ces variétés à rames dans les jardins familiaux où le coût de la main-d'œuvre est nul.

Les conditions climatiques exigées par les différentes variétés ont conduit les producteurs et les techniciens agricoles des principales régions de production à n'utiliser que celles dont les rendements étaient les moins mauvais. Il convient de noter, à ce sujet, que peu d'études sérieuses ayant été entreprises, les « sélections » ont été généralement faites suivant des méthodes empiriques en comparant une récolte à la voisine, sans approfondir les différents critères des cultures.

Pour la production de haricots verts, trois grands groupes sont utilisés suivant la production désirée :

1. **HARICOTS VERTS TRÈS FIN ou AIGUILLETES** : c'est une production chère, très fragile, cultivée surtout pour la vente en frais dans les ceintures maraîchères, mais également pour la Conserve dans le Lot-et-Garonne et le Pays Nantais. Ces haricots sont cueillis au stade « jeune gousse ».
2. **HARICOTS VERTS EN FILET** : de taille plus grande, ils doivent être récoltés tous les deux ou trois jours, lorsque les gousses ont de 15 à 18 cm de long, ceci afin d'éviter la formation des filandres et du parchemin dans le péricarpe de celles-ci.

Pour ces deux productions, on utilise des variétés à parchemin et seule la période de récolte permet de les différencier. Les principales variétés sont (Tab. III) :

- a) *Triomphe de Farcy* : la plus cultivée en France. Se rencontre dans toutes les régions, aussi bien dans les grandes exploitations que dans les cultures maraîchères et familiales.
- b) *Fin de Bagnols* : cultivée dans les mêmes régions que la précédente, mais sur des superficies légèrement inférieures.
- c) *Métis* et *Supermétis* : souvent utilisées pour la production des haricots aiguillettes.
- d) *Maireau* ou *Abondant* : dans les cultures maraîchères et familiales.
- e) *Noir de Belgique* et *Roi des Belges* : on les rencontre surtout dans les jardins familiaux.
- f) *Gloire de Deuil* et *Deuil fin précoce* : cultivées pour la production des haricots très fins.
- g) *Saint-Fiacre* : dans les cultures familiales pour autoconsommation et vente sur les marchés locaux.
3. **HARICOTS MANGETOUT** : ils nécessitent 15 à 20 jours de plus que les précédents pour leur développement. Ne nécessitant qu'un seul passage par semaine pour la récolte, cette production tend de plus en plus à remplacer celle des haricots verts. De plus un retard de deux ou trois jours ne compromet pas la cueillette, aucune filandre, ni parchemin ne se formant dans le péricarpe.

Les principales variétés utilisées pour cette production sont :

A. - *Haricots Mangetout à gousses vertes* :

- a) *Princesse double de Hollande* : variété cultivée au Nord de la Loire (voir page) et largement utilisée par les conserveurs.
- b) *La Victoire* : cultivée, surtout au Sud de la Loire, en grande culture et dans les cultures maraîchères et familiales.
- c) *Processor* : utilisée par les conserveurs du Nord et de l'Est.

- d) *Saxa* et *Contender* : se rencontrent dans toutes les régions.
- e) *Nain extra hâtif* et *Superviolet* : surtout utilisées dans le Sud-Est (Vaucluse, Bouches-du-Rhône, Gard, Var) et la Vallée du Tarn.
- i) *Phénix*, *Phénix Claudia* et *Superphénix* : dans les cultures maraîchères et familiales.
- g) *Du Bua* ou *Trésor des Jardins* : dans les cultures maraîchères et familiales.

B. - *Haricots Mangetout* à gousses jaunes : *Haricots Beurre* : nous trouvons parmi les variétés principalement cultivées :

B. Aiguillette, *B. Crayon*, *B. d'Alger noir*, *B. de Corné*, *B. doré*, *B. rapide*, *B. Saxagold*, *B. Surecrop*, *B. d'Alger blanc* (rames), *B. Or du Rhin* (rames), *B. Saint-Fiacre*.

Pour la production des *haricots secs*, deux groupes sont généralement employés (Tab. III).

1. HARICOTS BLANCS souvent commercialisés en frais ou sec. On classera dans cette catégorie : *Flageolet Chevrier vert* et *Princesse vert*.
- a) *Flageolet Chevrier vert* : on le cultive dans les régions situées au Nord de la Loire, sur de très grandes superficies.
- b) *Michelet longue-cosse* : on le rencontre dans les régions situées au Sud de la Loire et principalement en Vendée et dans le Sud-Ouest (Landes, Basses-Pyrénées, Haute-Garonne et Pyrénées-Orientales), sur de grandes superficies ainsi que dans les cultures familiales.
- c) *Lingot* ou *Suisse blanc* : cultivé dans toutes les régions.
- d) *Princesse vert*, *Flageolet blanc du Nord* : utilisés dans le Nord et le Bassin Parisien sur de grandes superficies.
- e) *Coco nain blanc*, *Coco nain blanc précoce* : on trouve de nombreuses variétés de Haricot Coco qui portent suivant les régions des noms différents, bien qu'elles semblent identiques : *Coco de Marans*, *Coco Brézins*, *Coco de Pamiers*, *Coco des Landes*. On peut aussi classer parmi ces variétés le *Coco gros Sophie*, bien que celui-ci soit un Haricot à rames. Ces diverses populations de Cocos sont cultivées dans toutes les régions du Sud de la Loire, aussi bien en grande culture que dans les cultures familiales.
- f) *Soissons nain gros pied*, *Soissons nain hâtif* et *Soissons gros plat* (rames) : moins cultivés que par le passé. Le *Soissons gros plat* est souvent utilisé en association avec le maïs.
- g) *Roi des Massy*.
- h) *Haricot d'Espagne* : *Phaseolus multiflorus* Willd : se rencontre surtout dans les cultures familiales.

2. HARICOTS DE COULEUR :

- a) *Flageolet rouge* ou *Rognon de coq* : cultivé principalement en Vendée et en Bourgogne.
- b) *Rosé de Marans*, *Abondance du Marais* et *Alger le Cran* : on les rencontre dans les mêmes régions que le précédent.
- c) *Coco jaune de Chine* et *du Canada* : employés en Bretagne, dans la Sarthe, la Mayenne et en Bourgogne.

Pour la production des semences, nous retrouvons toutes les variétés énumérées précédemment.

CHAPITRE II

LE PARASITE : **COLLETOTRICHUM LINDEMUTHIANUM** (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav.

Bien que le Haricot ait été introduit en Europe vers la moitié du XVI^e siècle, il faut attendre le milieu du XIX^e et surtout la fin de ce siècle pour trouver dans la littérature des travaux mentionnant, parmi les parasites qui attaquent cette plante, un champignon provoquant l'**Anthraxnose**. La recherche des moyens de lutte rationnels nécessite une connaissance approfondie des caractères morphologiques et physiologiques du *C. lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. Par suite de la très grande variabilité de ce champignon, ces caractères sont mal connus et dans le présent chapitre nous allons essayer de mieux les définir à l'aide d'observations effectuées sur des souches isolées sur diverses variétés de Haricot cultivées en France.

A. Morphologie des appareils végétatif et reproducteur

Ce n'est qu'après avoir étudié la morphologie de ces deux appareils en voyant, d'une part, le mycélium et, d'autre part, l'ensemble des organes reproducteurs que nous pourrions discuter utilement de la place de ce parasite dans la classification des champignons.

I. - Appareil végétatif

Il est constitué exclusivement par le **mycélium**. On l'observe facilement sur des étalements de spores en boîte de Pétri sur milieu nutritif gélosé. Au bout de trois à quatre jours de petits thalles blancs apparaissent. Ils sont composés de filaments mycéliens qui se ramifient dans toutes les directions avec des phénomènes d'anastomose fréquents et bien visibles (fig. 11). Ces filaments mesurent entre 3 et 5 μ de diamètre et sont cloisonnés, sinueux, de couleur légèrement brunâtre, parfois très foncée.

Lors du développement de ces thalles deux sortes de mycélium peuvent être observées : un **mycélium aérien** et un **mycélium rampant** sur le milieu gélosé. Le mycélium aérien semble se développer le premier et on le trouve dans les parties jeunes (d'abord dans la partie centrale puis à leur périphérie)

mais en réalité il masque le développement du mycélium rampant. Ce dernier est généralement beaucoup plus foncé que le mycélium aérien et il envoie parfois des prolongements très foncés dans le milieu. Dans la majorité des souches le mycélium aérien est blanc. Sur certaines cultures âgées, le mycélium se trouvant à la périphérie des thalles finit par devenir noir.

Il est possible de multiplier ce champignon par simple repiquage de fragments de filaments mycéliens sur milieu gélosé.

II. - Appareil reproducteur

Le *C. lindemuthianum* ne possède qu'une seule forme de reproduction : la **reproduction asexuée**.

Nous avons facilement observé cette reproduction à partir d'étalements de spores sur le « milieu anthracnose » (voir page 16) et nous avons constaté que l'appareil reproducteur se compose de trois parties bien distinctes : les **stromas**, les **conidiophores** et les **conidies**.

Les **stromas** sont des petites masses résultant d'une multiplication très rapide et de l'enchevêtrement des filaments mycéliens de la partie centrale des thalles. Dans chacune des « taches » se développant sur le milieu, nous pouvons observer la formation d'un nombre variable de ces petites masses. Ces stromas sont de taille variable et mesurent, suivant les isolements, de $1/10^e$ à plus d'un millimètre de diamètre.

Les **conidiophores** sont des cellules allongées, disposées en palissade, qui se forment à la surface des stromas. Nos observations nous ont permis de vérifier en premier lieu les caractéristiques des conidiophores données par NEGRU (40 a) : les cellules situées au centre du stroma sont en général plus longues (20-25 μ) que celles de la périphérie (10-20 μ), leur largeur étant identique (3,5-4 μ).

Parfois des **soies** prennent naissance à la surface du stroma. Ces soies ou seta sont de gros filaments bruns, pointus, constitués par des files unisériées d'articles séparés par des cloisons, qui mesurent de 30 à 100 μ de long et de 3 à 5 μ de large. Lorsque nous repiquons une même souche dans plusieurs tubes, il arrive fréquemment que l'un des repiquages (parfois plusieurs) présente des soies alors que les autres en sont démunis, mais dans tous les cas, cette modification morphologique n'empêche pas la souche considérée de conserver son pouvoir pathogène. Une explication proposée par NEGRU (40 b) et que nous avons pu vérifier est donnée dans le § C - PHY-SIOLOGIE (voir page 56). La similitude existant entre le lieu de la formation des conidiophores et des soies a conduit certains auteurs à considérer ces dernières comme des **conidiophores modifiés**.

Les différents examens auxquels nous avons procédé ont confirmé que, comme l'indique ZAUMEYER (64 b), les soies sont moins fréquentes sur les gousses que sur les autres parties de la plante.

Les conidiophores portent à leur extrémité supérieure les **spores** ou **conidies**. L'ensemble du stroma, des conidiophores et des conidies forme



Figure 11. — ANASTOMOSES ENTRE FILAMENTS MYCÉLIENS.

A) Filaments mycéliens provenant de la germination d'une spore.

B) Filaments mycéliens provenant de la germination de plusieurs spores.

l'acervule. Après leur formation, la surface des acervules présente une couleur rose-saumon. Les conidies baignent dans une substance visqueuse, ce qui permet de les prélever facilement pour effectuer des isolements ou des repiquages. FRANK (22 a) a noté que les spores sont engluées dans une substance gélatineuse mais qu'en présence d'eau, les spores se séparent et se mettent en suspension dans celle-ci. Contrairement à cette théorie, certains auteurs ont montré que ce sont les spores elles-mêmes qui sont muqueuses. ROGER (47) considère que ces **spores humides** ou **myxospores** forment des masses mucilagineuses réunies en coussinets. Le vent et les chocs ne jouent aucun rôle dans leur dispersion qui est assurée seulement par le contact ou leur entraînement par l'eau.

Ces conidies sont ovoïdes, cylindriques ou légèrement arquées avec leurs deux extrémités arrondies. L'une de ces extrémités porte la trace de l'insertion de la conidie sur le conidiophore et, en général, est légèrement moins arrondie que l'autre. Les conidies sont hyalines et dans les jeunes spores l'intérieur de la cellule présente un aspect granuleux assez homogène. Sur les spores plus âgées on observe, à l'intérieur du cytoplasme, un noyau (nous sommes en présence d'une **cellule uninucléée**) et trois, quatre ou cinq taches plus claires qui sont les vacuoles. Le reste de la cellule présente un aspect granuleux (fig. 12).

Lors des observations au microscope, nous avons trouvé des spores comportant **deux noyaux** dans une proportion d'environ une pour 10.000. Il est possible que le deuxième noyau corresponde à une division du noyau au moment de la germination de la spore, ces spores étant mises dans une goutte d'eau pour l'observation au microscope.

La taille des conidies fera l'objet d'une étude à part.

B. Taxonomie

I. - Historique

La grande variabilité des caractères morphologiques présentée par ce champignon a entraîné depuis 1875, date à laquelle LINDEMUTH et SACCARDO l'isolèrent, une grande confusion dans sa détermination.

En 1878, SACCARDO (50 a) dans sa description lui donne le nom de *Gloeosporium lindemuthianum* Sacc. et Magn.

En 1881, BERKELEY (5) attribue cette maladie à un champignon du genre *Ascochyta*.

En 1843, DESMAZIÈRES (17) a isolé sur *Phaseolus* un champignon qu'il a décrit comme identique au *Septoria leguminum* Nob. : « Les taches sur la gousse du haricot sont plus ou moins étendues, plus ou moins régulières. Les réceptacles sont un peu irréguliers à l'état sec. Les sporidies sont oblongues, ordinairement droites, très obtuses et leur largeur trois à quatre fois moins considérable que leur longueur qui varie entre 1/50° et 1,60° »

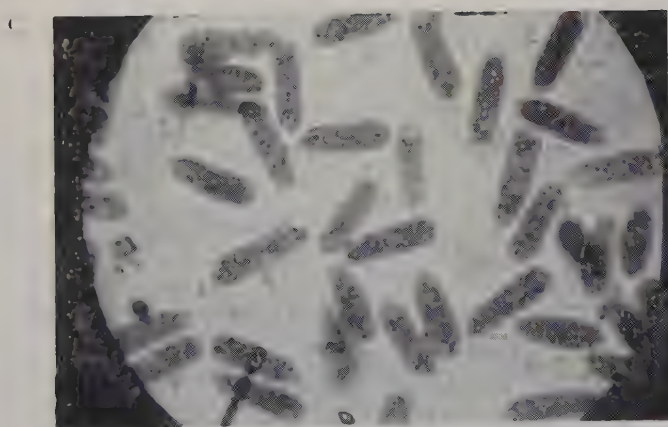
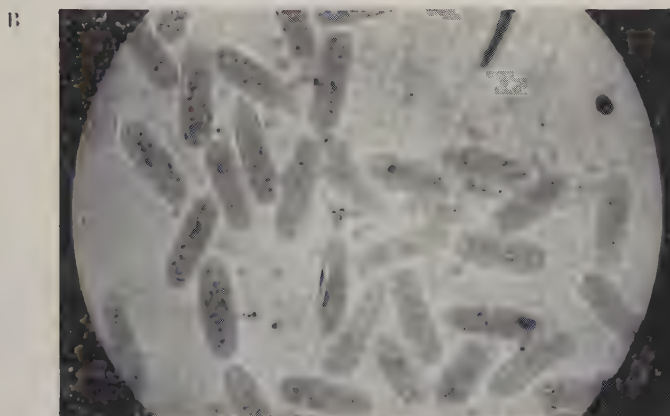
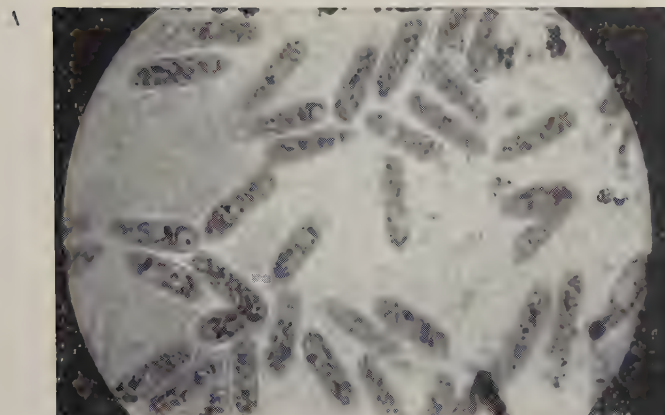


Figure 12. — SPORES DE TROIS RACES DU *C. LINDEMUTHIANUM*

- A) Isolement 56 1 = race B 6
 B) Isolement 84 = race A 2
 C) Isolement 225 = race C 4

(Photos Cachon - Versailles)

de millimètre. Chacune d'elles renferme deux, trois et même jusqu'à quatre très petites sporules hyalines. »

SACCARDO, au cours de ses recherches, n'a pu le distinguer du *Gloeosporium lindemuthianum* Sacc. et Magn.

En 1888, SCRIBNER (52) décrit la présence de soies dans les acervules et conclut que le champignon correspond à l'espèce *Colletotrichum lindemuthianum* Scribner.

La même année, BRIOSI et CAVARA (8) montrent que la présence ou l'absence des soies n'est pas un caractère suffisamment stable pour servir de base à une détermination : ils le nomment alors *C. lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav.

En 1889, RICHON (45) décrit le *Gloeosporium phaseoli* Rich. : « Sur gousse et sur tige de Haricot. Amas de conidies oblongues, ovoïdes, pédicellées, recouverts par l'épiderme soulevé ; parties soulevées brunes, munies de quelques poils. »

ALLESCHER (1) le considéra comme probablement identique à *G. lindemuthianum* Sacc. et Magn.

En 1893, HALSTED (25 c) infecte avec le même champignon des haricots et des pastèques et il en conclut qu'il a obtenu le *Colletotrichum lagenarium* (Pass.) Ell. et Hals. Cette conclusion n'est généralement pas admise par les autres auteurs.

En 1913, SHEAR et WOOD (54) trouvent des périthèces et des asques dans des cultures de *Colletotrichum* faites sur des morceaux de gousses stérilisés et l'appelèrent : *Glomerella lindemuthianum* Shear n. comb.

KRUGER (30) accepte les conclusions de SHEAR et WOOD, mais EDGERTON (19) suggère qu'ils ont pu travailler avec une espèce saprophytique de *Colletotrichum* se rencontrant fréquemment et, depuis, ce stade n'a jamais été remis en évidence.

Enfin d'autres auteurs ont isolé des champignons sur des haricots, mais leurs descriptions sont généralement trop imprécises pour déterminer avec certitude s'ils sont identiques au champignon décrit par SACCARDO. Nous les trouvons dans la littérature sous les dénominations suivantes :

- le *Septoria leguminum* Desm. var. *phaseolarum* Roum. (48) ;
- le *Gloeosporium lindemuthianum* Sacc. et Magn. forma *foliicolum* Allesch. (1 b) ;
- le *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Cav. f. *brachysporum* Sacc. (49) ;
- le *Colletotrichum phaseolorum* Takim. Décrit au Japon par TAKIMOTO (55).

Pour la suite de cette étude, nous considérerons que tous les champignons dont les noms figurent ci-dessus correspondent à un même champignon ; et que seules les méthodes de travail et de détermination,

ainsi que les moyens précaires et un manque de relations entre les différents auteurs de l'époque où ces recherches ont été effectuées sont la cause de cette grande diversité de noms. Nous n'utiliserons qu'un seul nom pour décrire ce champignon : le *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav.

II. - Sa place dans la classification

Nous avons vu que ce champignon pouvait se propager de deux façons : d'une part par des fragments de filaments mycéliens, d'autre part, par la formation, à partir du mycélium, d'acervules contenant des spores.

Dans ce cas nous sommes en présence d'une **reproduction asexuée**, mais il est reconnu qu'habituellement les *Colletotrichum* représentent le stade asexué d'**Ascomycètes Pyrénomycètes** de l'ordre des Sphérialés, des genres *Glomerella* ou *Guignardia*.

Des essais réalisés avec des isoléments effectués à partir de graines malades de plusieurs variétés de Haricot ne nous ont pas permis d'observer la **reproduction sexuée** de ce champignon.

Pour ces essais, nous avons utilisé des repiquages sur des milieux différents avec des variations brusques de températures et d'éclairement ; des repiquages sur des morceaux de plantes stérilisées (haricot, pois, luzerne, radis, maïs) dans des tubes de Roux contenant 5 ml d'eau, des repiquages exposés à des radiations ultra-violettes, mais nous n'avons pas observé la formation des périthèces qu'ont décrit SHEAR et WOOD (54). Nous avons obtenu une sporulation se faisant sur des stromas avec la présence de soies et, au bout de huit mois, en mettant un morceau desséché de ces plantes sur un milieu artificiel, nous avons obtenu à nouveau un champignon semblable à celui du début.

Ce champignon, ne possédant pas de reproduction sexuée, appartient à la classe des **Fungi imperfecti** ou **Adélomycètes**, à l'ordre des **Mélanconiales**, au sous-ordre des **Mélanconidacées hyalosporées** et, de par la présence de soies, au genre *Colletotrichum*.

C. Physiologie

Le problème de l'Anthracnose nécessitant la connaissance de différentes données concernant l'extension de la maladie, nous étudierons successivement la physiologie des divers stades du développement du champignon. Nous pourrions d'une part préciser les conditions favorables et défavorables à sa croissance, à sa sporulation et à la germination des spores et, d'autre part, comparer ses exigences à celles de la plante-hôte afin de cultiver la plante dans les périodes où les risques d'attaques sont les moins élevés. Nous examinerons enfin son comportement en culture sur milieu artificiel.

I. - Physiologie de la croissance et de la production des spores

Au cours des repiquages que nous avons effectués, nous avons constaté que, pour des températures comprises entre 16° et 22° C, le développement du mycélium est plus important que pour des températures inférieures à 16° C et supérieures à 22° C. Au-dessous de 16° C, le champignon se développe lentement et l'on remarque, dans les filaments mycéliens, l'apparition d'un grand nombre de cloisons qui sont très proches les unes des autres. Par ailleurs, pour ces températures, de nombreuses anastomoses se produisent entre les filaments mycéliens. Au contraire, pour des températures supérieures à 22° C, les anastomoses sont moins nombreuses et les cloisons des filaments mycéliens sont beaucoup plus espacées.

En ce qui concerne la production des conidies, nous avons constaté que les températures les plus favorables sont identiques à celles de la croissance (16° à 22° C), la formation des acervules dépendant directement du développement et de la multiplication des filaments mycéliens. Au-dessous de 15° C, les filaments mycéliens ne produisent qu'un petit nombre d'acervules. Pour des températures supérieures à 22° C, la sporulation, comme dans le cas précédent, est assez réduite et est presque nulle lorsque l'on dépasse 30° C. Dans ces deux cas de conditions peu favorables au développement du champignon, nous avons noté pour certaines souches l'apparition de soies dans les acervules.

NEGRU (40 b) a remarqué, initialement chez le *C. lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav., et postérieurement sur d'autres espèces, qu'une grande humidité et une température entre 16 et 20° C favorisent la croissance des conidiophores et des conidies pour laquelle la plus grande partie de l'énergie est prise, tandis que la formation des soies est ralentie ou absente. Au contraire, à des températures plus élevées (au-dessus de 23-25° C) les conidies et les conidiophores sont plus petits tandis que les soies se développent en grand nombre au détriment des conidiophores. Dans le premier cas, le champignon présente les caractères spécifiques d'un *Gloeosporium* ; dans le second il ressemble au *Colletotrichum*.

Une étude assez précise des facteurs influençant la croissance et la sporulation de ce *Colletotrichum* a été faite par MATHUR, BARNETT et LILLY (35 b). Après avoir constaté que la sporulation du champignon dépendait beaucoup des composants chimiques des milieux et en particulier des sources en Carbone et en Azote, cette étude leur a permis de mettre au point le milieu que nous utilisons : « milieu anthracnose » (voir page 16). Ils ont montré en outre que la variation de la durée d'éclairement et d'aération était sans effet sur la sporulation des spores. Enfin ils ont déterminé que la croissance maximale du champignon s'obtient pour des températures de l'ordre de 22,5° C avec un pH compris entre 5,2 et 6,5, que la sporulation commence pour un pH égal à 3 et ralentit au-dessus de 7,7.

Nous avons constaté une sporulation beaucoup moins importante sur

les milieux liquides que sur les milieux gélosés, et parmi tous les milieux utilisés, la sporulation la plus abondante a été obtenue sur le « milieu anthracnose ». Une étude du comportement de ce champignon sur des milieux différents a été effectuée (voir page 83).

Mais outre ces conditions, la physiologie de la croissance et de la sporulation dépend en plus de la germination des conidies et de la concentration en spores des cultures.

II. - Germination des conidies

La germination des conidies a été étudiée à partir de suspensions de spores faites dans de l'eau additionnée d'une dizaine de gouttes de jus d'orange. Nous avons constaté en effet une germination légèrement favorisée par rapport à celle de conidies se trouvant dans de l'eau distillée stérile ou même dans de « l'eau du robinet ». Les spores dispersées dans de l'eau distillée sont très longues à germer et parfois ne germent pas. Cette germination plus active des conidies dans de l'eau additionnée de jus d'orange est probablement due à une teneur plus grande de cette eau en certaines substances (vitamines ou source de carbone) nécessaires au départ des phénomènes entraînant la germination.

Au bout d'une vingtaine d'heures, un certain nombre de conidies ont produit des tubes germinatifs. Ces spores, en général unicellulaires au départ, présentent à ce moment un **cloisonnement** (avec une division du noyau) et peuvent donner un ou deux **tubes germinatifs** (et même parfois trois) qui se développent à partir des extrémités, mais pas tout à fait dans l'axe de la conidie (fig. 13). Par ailleurs, un petit nombre de spores ne sont pas cloisonnées et ne présentent qu'un seul tube germinatif. Enfin, certaines spores donnent parfois à l'extrémité du tube germinatif une autre spore plus petite que l'on peut considérer comme une **spore secondaire** (fig. 13 et 14). Enfin quelques spores n'ont pas germé. Dans tous les cas, les vacuoles, les noyaux et les granulations qui étaient visibles dans les conidies avant la germination ont disparu : la cellule s'est vidée de son contenu (fig. 15).

Lors de ces essais, la germination la plus rapide et la plus régulière a été obtenue pour des températures comprises entre 15 et 20° C, tandis que pour des températures inférieures à 10° C et supérieures à 24° C, elle est très faible et devient nulle en dessous de 5° C et au-dessus de 28-30° C.

ZAUMEYER (64 b), s'appuyant sur les travaux de LEACH (32) et MATHUR (35 a), a montré que d'une part les températures les plus favorables au développement de ce stade se situent entre 14 et 18° C et, d'autre part, le pH le plus favorable se situe entre 5,2 et 6,5 et que pour un pH inférieur à 2,6 ou supérieur à 9,6, la germination est inhibée.

Aux Etats-Unis, MARTINEZ et ANDERSEN (34) ont montré que la température optimale de germination des spores était de 28° C, ce qui, pour

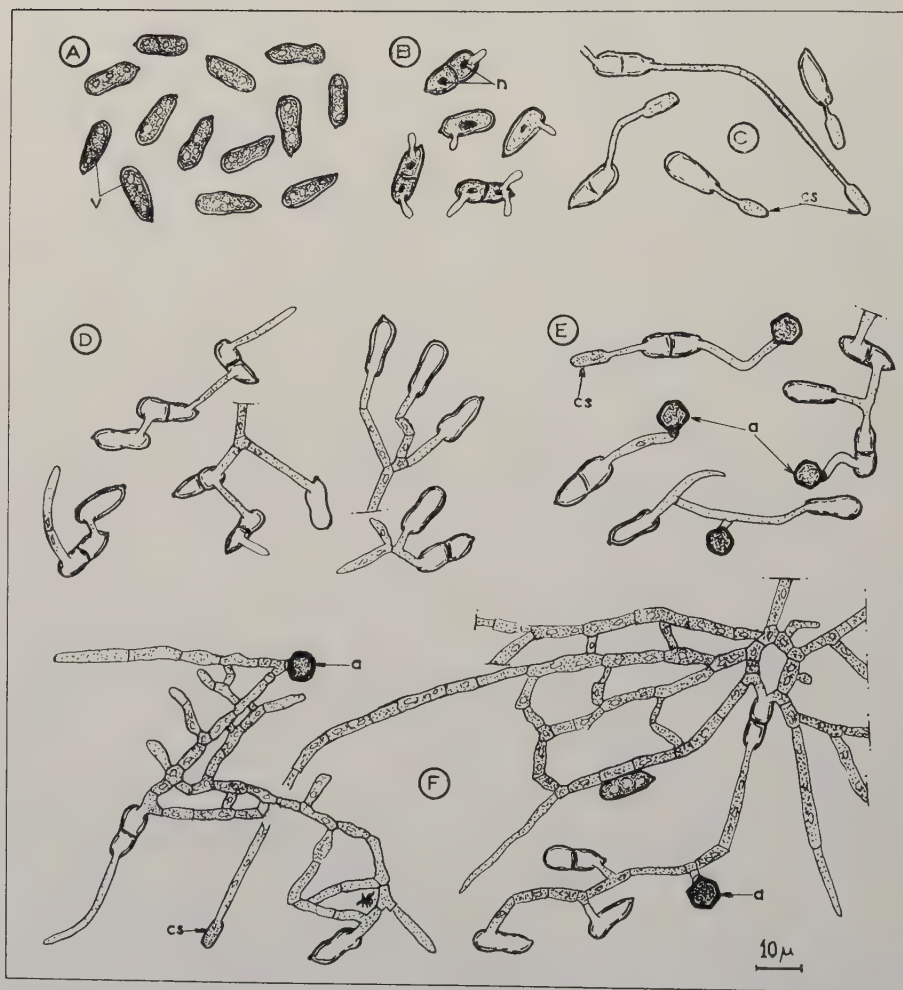


Figure 13. — PHASES DE LA GERMINATION DES CONIDIES.

A) Conidies avant la germination - v : vacuoles — B) Germination des conidies 12 heures après le semis - n : division du noyau et cloisonnement de la conidie — C) Formation des conidies secondaires (cs) - (72 heures) — D) Phénomènes d'anastomose (48 heures) entre tubes germinatifs — E) Formation des appressoria (a) — F) Phénomènes d'anastomose (72 heures) entre filaments mycéliens.

les souches provenant de différentes régions françaises, paraît un peu excessif.

En France, il semble bien que la température de 28° C constitue la limite au-dessus de laquelle les spores ne peuvent plus germer ou germent difficilement. Ceci permet de vérifier les observations que nous avons faites dans la Vallée du Rhône, où, malgré de nombreuses visites dans des cultures ayant subi quelques attaques à la levée, nous n'avons pas observé d'attaques dues au *C. lindemuthianum* pendant les mois d'août et septembre 1960. Cependant, à la fin du mois d'octobre, la température plus basse et le degré d'humidité plus élevé, nous ont permis de trouver des cultures présentant quelques foyers d'infection.

MULLER (39) considère que des températures de — 3 à — 5° C peuvent détruire des spores se trouvant sur le sol, tandis que BARTAM a montré qu'elles peuvent supporter des températures comprises entre — 9 et — 29° C.

La conservation des conidies à des températures inférieures à 0° C ne semble pas altérer leur pouvoir germinatif, car ayant conservé des cultures sporulantes du *Colletotrichum* sur milieu gélosé pendant neuf mois à — 10° C nous avons, au terme de ce temps, repiqué ces souches et obtenu des cultures dont le développement était identique à celui de cultures provenant de souches conservées pendant un mois à 18° C.

Par ailleurs, les essais d'infection effectués en serre sur des plantes en végétation ont montré qu'une humidité proche de la saturation était nécessaire pour permettre la germination des conidies.

Au bout de 3 à 4 jours, nous avons constaté des phénomènes d'anastomose assez importants entre les filaments mycéliens (fig. 11 et 13). Très souvent, à l'extrémité du tube germinatif, se différencie une cellule à parois légèrement colorées et épaisses : l'**appressorium** dont le rôle est de fixer la spore le long des parois du tube (fig. 13 et 16). L'observation de la germination des spores sur des plantes entières (que nous décrirons plus loin) montre que ces appressoria produisent une hyphé qui traverse la cuticule et pénètre dans les parties corticales ; dans le cas présent, aucun développement ultérieur de cette cellule n'a été constaté.

Au cours de ces essais, aucune sporulation ne s'est produite. Le champignon dans l'eau se développe sous forme de filaments mycéliens qui, s'anastomosant, donnent des masses mycéliennes assez importantes d'abord blanches puis noires. Celles-ci, déposées sur une plante, poursuivent leur développement et nous avons pu observer à la surface de la cuticule la formation d'appressoria à l'extrémité de certains filaments mycéliens ; une dizaine de jours plus tard, la sporulation est apparue à la surface des tissus.

Dans les étalements effectués sur le « milieu anthracnose », nous avons noté que la germination s'effectue sans production d'appressoria et que les thalles se forment directement à partir de la ramification du tube germinatif.

MESSIAEN (36 a), dans une étude comparative de plusieurs *Colletotrichum*, a montré que les appressoria apparaissent en général lorsque le

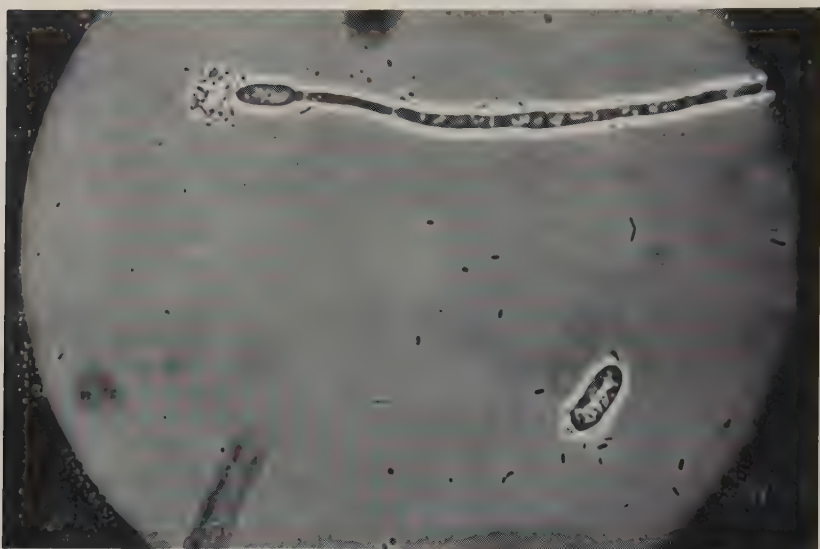


Figure 14. — FORMATION D'UNE CONIDIES SECONDAIRE
A L'EXTRÉMITÉ DU TUBE GERMINATIF.

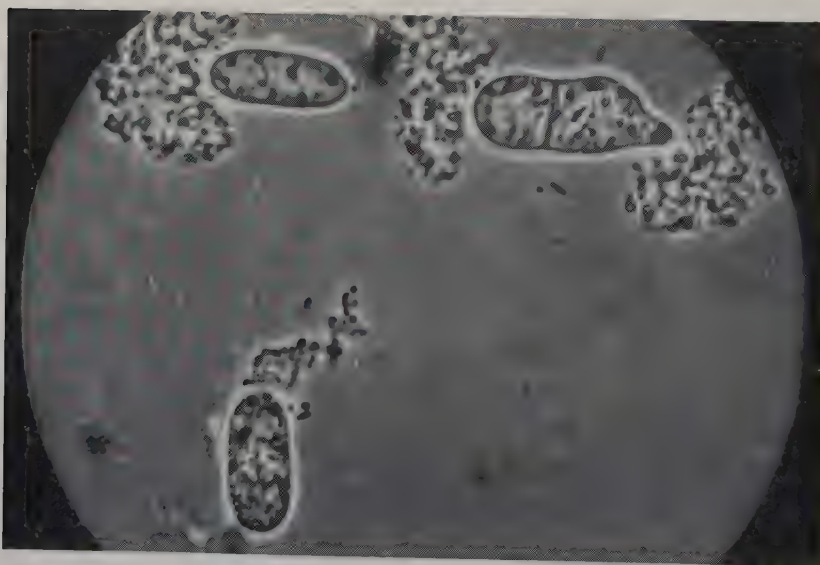


Figure 15. — CONIDIES SE VIDANT DE LEUR CONTENU CELLULAIRE
En haut, à droite, conidie cloisonnée ayant germé.
(Photos Cachon - Versailles)

tube germinatif de la conidie entre en contact avec une surface dure : surface de la feuille ou d'une partie quelconque de la plante, parois en verre des tubes ou cellophane appliquée à la surface d'un milieu gélosé.

Ces phénomènes ont été étudié en détail par DEY (18) qui a constaté d'autre part que le mycélium peut parfois, lui aussi, produire directement des appressoria quand il entre en contact avec une surface résistante (parois des tubes de culture, par exemple) ou à l'intérieur des tissus végétaux desséchés (fig. 17).

Tous ces faits ont amené certains auteurs à considérer les appressoria comme des **chlamydospores** MESSIAEN pense qu'il serait plus raisonnable de joindre les deux termes et de les appeler « *appressoria-chlamydospores* ».

LANGERON (31) donne une définition des chlamydospores : « la chlamydospore est le type du **kyste fungique**. Ce type de spore, n'est en général ni une forme de reproduction, ni un élément de propagation : c'est un **kyste végétatif**. Il se constitue par condensation cytoplasmique aux dépens d'un ou plusieurs articles du mycélium et devient un **organe de conservation**. Ce sont des cellules volumineuses, arrondies, à parois très épaisses et qui peuvent être terminales ou intermédiaires ».

Dans le cas présent, les appressoria ne sont ni des kystes végétatifs ni des organes de conservation, mais plutôt des **organes de fixation** du champignon avant sa pénétration dans l'hôte. Cependant leur membrane épaisse pourrait, en protégeant les réserves accumulées dans leur intérieur au moment de leur formation, leur permettre de résister un moment à des conditions défavorables mais, lors de nos infections en serre, nous n'avons trouvé aucune observation qui confirme cette hypothèse. Nous ne sommes donc pas en présence d'organes de conservation, d'où de chlamydospores, et seul le terme d'**appressorium** convient pour définir cette formation.

L'examen de ces différents critères du développement du parasite et de la germination des spores nous permet de constater que les températures les plus favorables au parasite correspondent à celles qui le sont pour le développement de la plante-hôte, et que dans ce cas il est très difficile de cultiver la plante sans la présence du parasite. Mais le développement du parasite nécessitant une humidité assez élevée, il est possible de réduire les risques d'attaques en adaptant le cycle végétatif des diverses variétés de haricots aux conditions climatiques particulières de chaque région de façon à ce que les périodes humides (pluies printanières et automnales) ne correspondent pas à un « stade critique » du développement de la plante, en particulier, la germination des graines, la formation des gousses et surtout la récolte des grains secs.

III. - Comportement du champignon en culture sur milieu artificiel

Les isollements effectués à partir de graines tachées, disposées sur le « milieu anthracnose » montrent que le développement du *C. lindemuthianum* n'est jamais très important et que la sporulation rapide au début,



Figure 16. — FORMATION D'UN APPRESSORIUM A L'EXTRÉMITÉ D'UN TUBE GERMINATIF.
On observe le cloisonnement très net de la conidie (Photo Cachon).

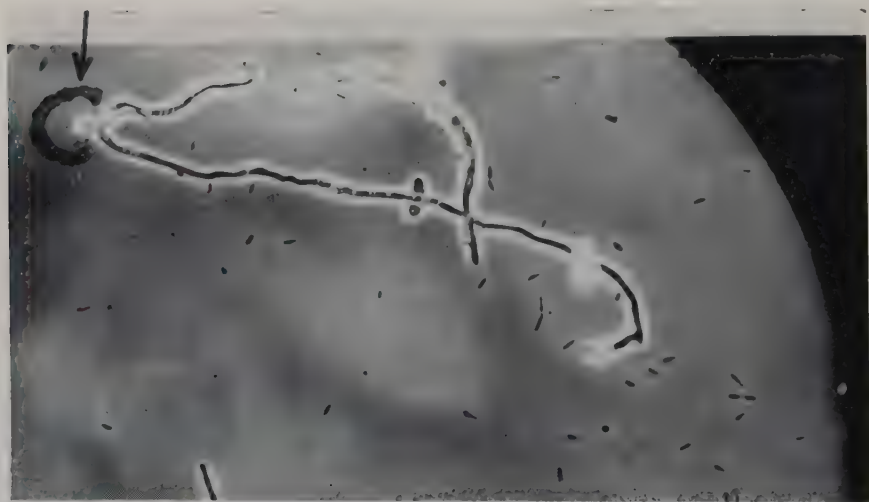


Figure 17. — FORMATION D'UN APPRESSORIUM SUR UN FILAMENT MYCÉLIEN
ENTRANT EN CONTACT AVEC UNE LAMELLE DE VERRE. (Photo Cachon)

ralentit assez vite. Les filaments mycéliens s'arrêtent de croître : le champignon ne recouvre qu'une très petite surface du milieu sur lequel il se trouve.

En prélevant des spores sur les acervules de l'un de ces isollements et en faisant des cultures monospores, nous avons obtenu en partant de celles-ci une souche à sporulation beaucoup plus importante et plus facile à conserver. Les repiquages effectués à partir de prélèvements faits à la périphérie des colonies où les spores sont rares ont donné des cultures sporulant moins que celles provenant de prélèvements effectués dans la partie centrale où la sporulation est plus importante.

JINKS (28 a) a constaté un phénomène analogue sur le *Penicillium cyclopium*. Il attribue cette baisse progressive de la sporulation aux repiquages répétés de mycélium aérien stérile et d'extrémités d'hyphes, prélevés dans la partie périphérique des thalles.

Ce champignon ne se comporte pas, sur le « milieu anthracnose », comme la plupart des autres champignons dont les filaments mycéliens envahissent toute la surface du milieu. Nous sommes en présence d'un champignon qui, repiqué en disposant sur le milieu à l'aide d'une aiguille à repiquer quelques spores en des points bien séparés les uns des autres, forme des thalles ou « colonies » ou « taches » bien distincts les uns des autres. Ces colonies s'arrêtent de croître lorsqu'elles arrivent à une certaine distance les unes des autres. Entre chacune d'elles il existe généralement une **zone vitreuse** : il se produit une sorte de **barrage** au sens de RIZET et COLL (46 a). Un examen au microscope permet de mettre en évidence dans ces zones des **filaments mycéliens morts** car les vacuoles ont disparu et les différents articles situés dans cette partie sont vidés de leur contenu. Par ailleurs, la coloration brune de ces filaments a disparu et ils deviennent transparents.

Dans le cas de deux repiquages effectués à peu de distance l'un de l'autre, il arrive que les filaments mycéliens des deux colonies se rejoignent, s'unissent et donnent finalement un seul thalle.

Partant de ces faits d'observation, nous avons étudié les divers cas expérimentaux qui peuvent se produire dans les cultures de ce champignon sur le « milieu anthracnose ». Ceci nous a permis de constater les mêmes phénomènes dans les cultures faites à partir d'un mélange de spores de deux ou plusieurs souches présentant des différences morphologiques sur ce milieu que dans des cultures obtenues à partir de spores d'une même souche.

Pour cette étude concernant surtout l'influence de la concentration en conidies d'une culture sur le développement du champignon, nous avons utilisé, pour faciliter les observations au microscope, des cultures en boîtes de Pétri, en semant des nombres variables de spores appartenant toutes à une même souche homocaryotique.

Nous avons d'abord étudié le développement du champignon à partir

du semis d'une seule spore afin d'avoir une base de comparaison, puis nous avons observé des semis de faibles concentrations (une dizaine de spores dans la boîte), de moyennes (une cinquantaine de spores) et de très fortes concentrations (plus de 200).

a) *Etude du développement du champignon à partir d'un semis monospore :*

Une douzaine d'heures après le semis, la conidie germe et donne des filaments mycéliens qui se divisent, s'anastomosent rapidement (fig. 11 a) et couvrent une surface de plus en plus grande. L'accroissement de cette surface est beaucoup plus rapide avant le début de la formation des stromas dans la partie centrale. Ensuite, il se produit un net ralentissement et le mycélium s'étend moins vite mais continue à envahir le milieu. On observe, au début de la formation de cette colonie, de nombreux filaments aériens qui masquent le mycélium rampant sur le milieu. Ces filaments disparaissent au fur et à mesure de la formation des acervules. Il ne nous a pas été possible d'apprécier si ces filaments étaient détruits ou s'ils s'assimilaient aux filaments formant les stromas. La sporulation au centre de la colonie est très importante et les acervules arrivent à se rejoindre, ou sont très proches les uns des autres, en formant une masse de 1 à 1,5 cm de diamètre. Du centre de la colonie à la périphérie, les acervules sont de plus en plus petits et séparés les uns des autres. Ceci peut s'expliquer par un développement mycélien qui est moins dense à la périphérie que dans la partie centrale. Le diamètre définitif des colonies obtenues est compris suivant les souches, entre 3 et 6 cm. Dans le cas présent, et du fait que nous sommes partis de cultures monospores, le développement des cultures s'est effectué sans **phénomène de barrage**. Celui-ci n'apparaît généralement qu'entre les filaments mycéliens provenant de deux spores ou de deux colonies.

b) *Etude du développement du champignon à partir d'un semis plurispore :*

1. *Semis de faible concentration :*

On dispose sur le milieu neuf conidies de façon à ce qu'elles soient toutes à peu près à égale distance les unes des autres (environ 2,5 cm). Comme dans le cas précédent les spores germent et les filaments mycéliens couvrent rapidement une surface de plus en plus grande, mais semble s'arrêter de croître lorsqu'ils arrivent au contact des filaments mycéliens d'un autre thalle, ce qui se produit au bout de quatre à cinq jours. Il se forme alors entre les différentes colonies des zones vitreuses dans lesquelles les filaments mycéliens sont transparents et vides de toute substance, ce qui explique l'arrêt de la croissance du champignon.

Un examen plus approfondi effectué dans ces zones nous permet de constater qu'un certain nombre de filaments provenant de thalles différents se sont anastomosés et ceci toujours de la même façon : l'extrémité d'un des filaments s'anastomose à un article de l'autre filament situé assez loin

de l'extrémité de ce dernier. A ce moment, ces filaments meurent, produisant une « zone morte » de 8 à 15 mm de large. Nous sommes en présence de parties de filaments d'âge différents, ce qui peut nous permettre d'expliquer ces **réactions d'incompatibilité** se traduisant par des **barrages**.

Au centre des différents thalles qui mesurent un à deux centimètres de diamètre, la sporulation, comme dans le cas précédent, est très importante et les acervules de la partie centrale sont plus importants et plus proches les uns des autres que ceux de la partie périphérique qui sont plus petits et plus séparés. C'est dans ce cas que nous avons obtenu, pour une surface donnée, la plus forte sporulation.

2. *Semis de concentration moyenne :*

On dispose sur le milieu 49 conidies de façon à ce qu'elles soient toutes sensiblement à égale distance les unes des autres (environ un centimètre). La germination des spores s'effectue comme précédemment, mais le développement des thalles est très vite entravé par le fait que les filaments mycéliens de ces différents thalles se rejoignent. Il se forme alors entre les diverses colonies des zones vitreuses dans lesquelles les filaments mycéliens sont transparents et vidés de toute substance. Dans ces colonies, qui mesurent environ cinq à huit millimètres de diamètre, les acervules sont beaucoup plus petits que ceux des « taches » observées précédemment, même dans la partie centrale. Ceci peut s'expliquer par le fait que les acervules ne sont pas entièrement constitués lorsque les filaments se rejoignent et qu'à ce moment, un ralentissement de la multiplication de ces filaments se produit.

Un essai semblable a été réalisé avec des spores de sept races différentes et nous avons pu constater la formation des zones vitreuses entre les différents thalles (fig. 18) et des phénomènes d'anastomose dans ces zones.

3. *Semis de forte concentration :*

Nous avons obtenu une forte concentration par l'étalement sur toute la surface de la boîte de Pétri d'une goutte d'une suspension de spores. L'observation de ces cultures nous a permis de constater un certain nombre de phénomènes ne correspondant pas à ceux que nous avons étudiés précédemment.

Un petit nombre de spores n'a pas germé et un examen au microscope nous montre que ces spores se sont vidées de leur contenu (fig. 15) par un orifice visible dans la paroi de la cellule. Ce phénomène n'a jamais été observé lors des autres essais. D'autres spores ont germé et donné un tube germinatif, mais à ce moment leur développement s'est arrêté sans production de filaments mycéliens. Enfin la majorité des spores qui sont très proches les unes des autres a germé normalement, donnant des filaments mycéliens qui se ramifient abondamment et arrivent rapidement en contact avec les extrémités d'autres filaments provenant d'autres spores. A ce moment ces filaments s'anastomosent entre eux, l'extrémité d'un des filaments s'anastomosant à un article situé assez près de l'extrémité de l'autre

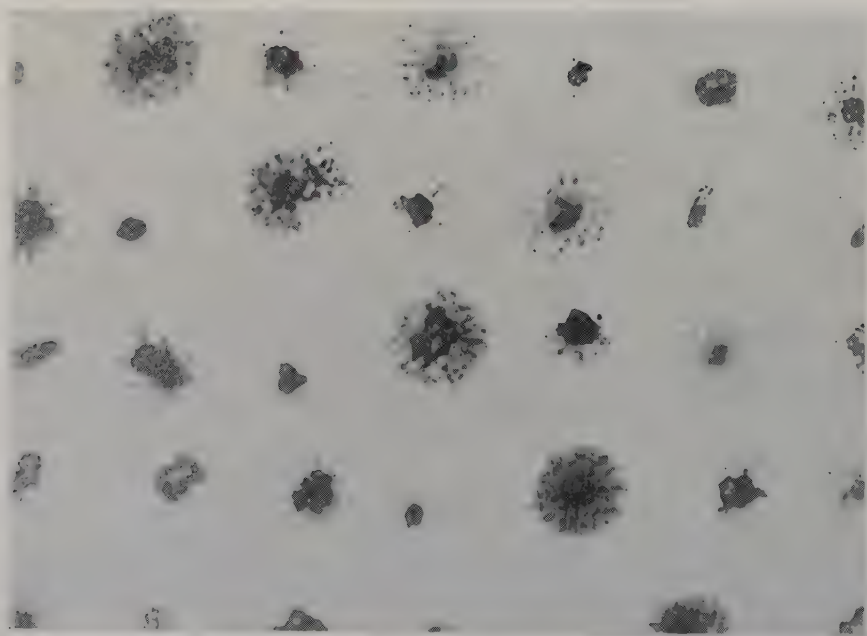
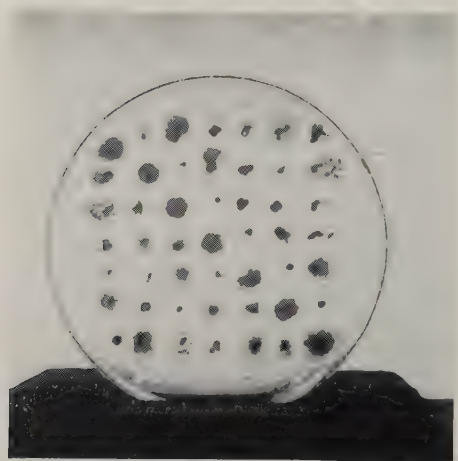


Figure 18. — ÉTUDE DE LA CROISSANCE DU CHAMPIGNON SUR UN SEMIS DE CONCENTRATION MOYENNE RÉALISÉ AVEC DES SPORES DE SEPT RACES DIFFÉRENTES.
Formation des zones vitreuses entre les différents thalles.

filament. Contrairement à ce que nous avons vu précédemment les divers thalles se touchent et ne forment plus qu'une seule colonie dans laquelle les acervules sont assez petits et présentent un relief beaucoup plus accentué. Néanmoins quelques phénomènes de barrage se sont produits, mais ils ne sont pas nombreux (fig. 19).

Nous avons pu constater au cours de ces différents essais que la distance séparant deux spores au moment du semis jouait un grand rôle dans l'apparition des phénomènes de barrage : il semble que la distance minimale de semis pour obtenir des barrages soit comprise entre six et dix millimètres et qu'en dessous de trois millimètres aucune réaction d'incompatibilité n'apparaît (fig. 20).

Un phénomène d'auto-incompatibilité analogue, concernant le *Pestalotzia annulata* B. et C., a été étudié par CHEVAUGEON et NGUYEN VAN HUONG (12 c). Ces deux auteurs ont montré que :

- 1° l'autolyse des filaments se traduit à l'échelle des thalles par un barrage ;
- 2° la nécessité d'une différence d'âge entre les cellules homocaryotes pour qu'elles réagissent, s'explique aisément si l'on tient compte de l'absence de certains constituants dans les sommets en croissance et de leur apparition au fur et à mesure que les articles vieillissent.

Ils considèrent enfin que ces résultats permettent d'attribuer une origine analogue aux réactions d'incompatibilité, entre cellules de génotypes différents ou de même patrimoine héréditaire, qui provoquent la formation d'un barrage.

D. Variabilité et variations du champignon

Lors de l'observation des souches provenant des divers isollements que nous avons effectués en 1961, nous avons pu constater de nombreuses différences entre ces souches, aussi bien au point de vue morphologique que physiologique. En général, ces différences sont toujours identiques lorsque l'on considère deux souches bien déterminées. Il arrive cependant que des variations apparaissent à l'intérieur d'une même souche lors des repiquages ou de son développement en culture.

I. - Etude de la forme et de la couleur de la sporulation sur milieu anthracnose

Comme nous le verrons par ailleurs pour d'autres caractères, ce champignon possède une grande variabilité, tant dans sa morphologie que dans sa physiologie. Une telle variabilité des souches peut être envisagée également au point de vue de leur « *pouvoir pathogène ou infectieux* ». Celle-ci peut nous permettre de montrer l'existence de **racés physiologiques** du champignon. Nous montrerons que les races connues actuellement peuvent être réparties dans cinq grands groupes. Dans la présente étude, nous avons

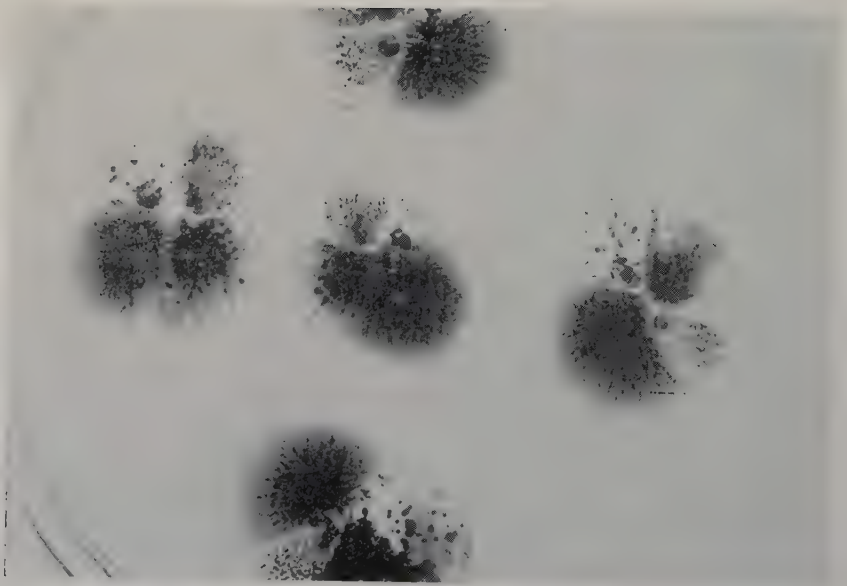


Figure 19. — ÉTUDE DE LA CROISSANCE DU CHAMPIGNON SUR UN SEMIS DE FORTÉ CONCENTRATION RÉALISÉ AVEC DES SPORES DE QUATRE RACES DÉPOSÉES A DEUX MILLIMÈTRES LES UNES DES AUTRES.

Apparition des phénomènes d'anastomose entre les filaments mycéliens des différents thalles.

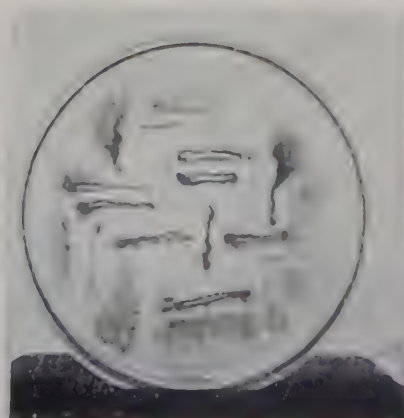
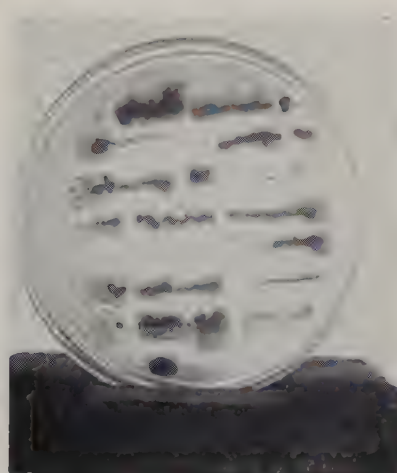
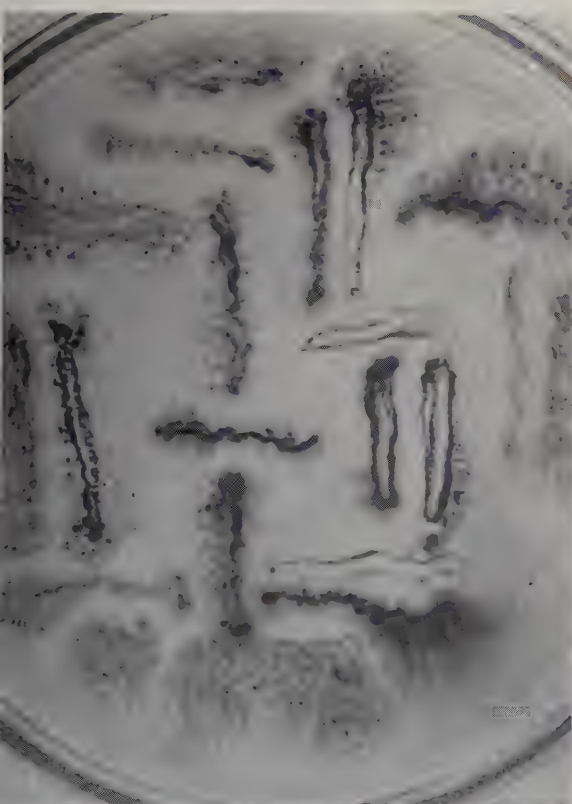


Figure 20. — ETUDE DE LA CROISSANCE DU
CHAMPIGNON SUR DES SEMIS EN LIGNE EFFECTUÉS
A DES DISTANCES VARIABLES A L'AIDE DE
PLUSIEURS RACES.

décrit les races que nous avons isolées à partir de graines récoltées en 1960 en France.

a) *Variations morphologiques de la sporulation :*

L'observation de la forme et de la couleur de la sporulation des diverses races, a été effectuée, groupe par groupe, sur des cultures monospores, dix jours après le repiquage, ainsi que sur des cultures obtenues par des dépôts de spores « en ligne » ou par points séparés les uns des autres (fig. 21 et 22).

Groupe Alpha : les races A_1 , A_2 , A_3 présentent des acervules très petits, séparés les uns des autres, sauf dans la partie centrale du thalle où ils se touchent presque. La sporulation est rose-vif et il se produit assez fréquemment un brunissement à la périphérie de la tache dû à l'apparition d'un mycélium très foncé qui envoie de nombreux prolongements presque noirs dans le milieu. La race A_1 a des acervules beaucoup plus gros qui forment une masse presque unie dans la partie centrale de la tache. Cette sporulation est rose saumon et l'on n'observe pas de brunissement à la périphérie.

Groupe Beta : aucune des races de ce groupe n'a présenté de brunissement à la périphérie des taches, et leur sporulation est toujours de couleur pâle.

Les races B_1 , B_3 , B_5 ont une sporulation rose pâle à acervules assez petits qui se touchent presque au centre de la tache. Ils sont cependant plus gros que ceux des races A_1 , A_2 et A_3 .

La race B_2 a une sporulation blanche à reflets rosés, formant une tache presque unie d'environ dix millimètres de diamètre, constituée par la juxtaposition des acervules. Autour de la tache principale, quelques acervules de taille moyenne sont observés.

Les races B_6 et B_7 ont des acervules très gros, pouvant atteindre deux millimètres de diamètre, de couleur rose pâle. Ils sont moins nombreux que dans la sporulation des autres races.

Les races B_1 , B_7 et B_8 ont une sporulation rose pâle avec des acervules de taille moyenne. Toutes les races de ce groupe sauf B_2 présentent la même couleur de sporulation et seule la taille des acervules est différente : les races B_1 , B_7 et B_8 semblent constituer un stade intermédiaire entre les races B_1 , B_3 , B_5 d'une part, et B_6 , B_7 d'autre part.

Groupe Gamma : pour les races C_1 , C_3 à C_6 , la sporulation est formée de nombreux acervules très petits qui se touchent à la partie centrale de la colonie et sont séparés à la périphérie. Cette sporulation presque semblable à celle de A_1 , A_2 , A_3 est de couleur rose vif.

La race C_2 a une sporulation presque brune avec des reflets rosés. Les acervules se touchent et forment une tache presque unie avec quelques acervules disséminés à la périphérie. Nous avons une forme de sporulation semblable à B_2 , mais dont la couleur est très différente. On note aussi la présence assez fréquente de soies sur les stromas.

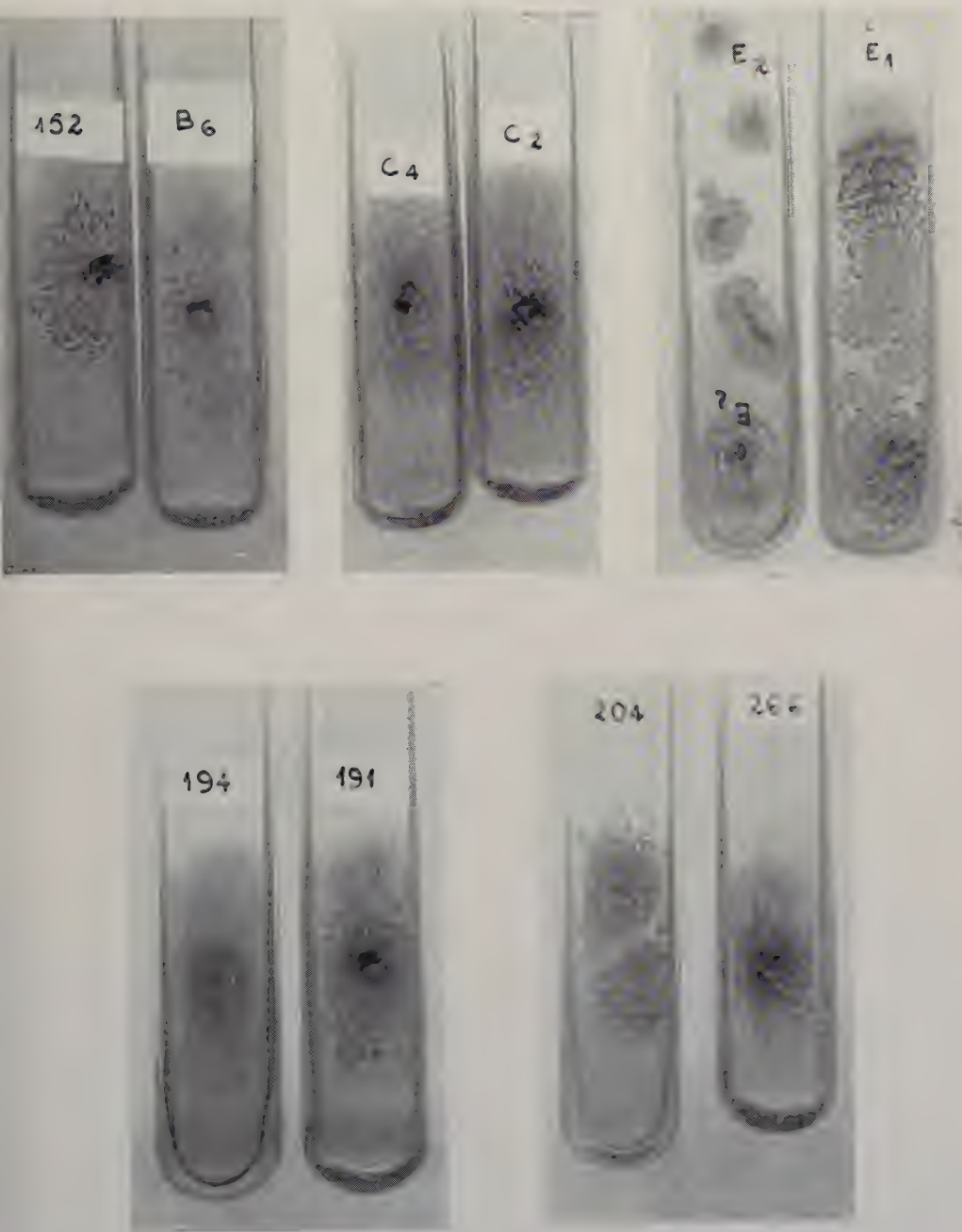


Figure 21 — VARIATION MORPHOLOGIQUE DU CHAMPIGNON D'APRÈS LA FORME DE LA SPORULATION À PARTIR DE CULTURES MONOSPORES (sauf E 2 qui est un repliage par points) (On note dans le tube 204 un phénomène de barrage)

Groupe Delta : les races D_1 et D_3 ont une sporulation rose qui brunit en vieillissant. Les acervules sont de taille moyenne. La race D_2 a une sporulation rose vif avec des acervules très petits et aucun brunissement de la sporulation n'apparaît.

Groupe Epsilon : la race E_1 a une sporulation rose carminé avec des petits points noirs correspondant à des soies. Ces soies apparaissent assez rapidement, alors que pour les autres races leur apparition est plus tardive ou ne se produit pas. La race E_2 a une sporulation presque orange à acervules assez gros se touchant dans la partie centrale de la tache. Parmi les divers isolements de ce groupe, nous avons trouvé un isolement qui, bien qu'ayant présenté lors des essais de détermination des races (voir page 118) des réactions infectieuses identiques à celles de la race E_2 , possède des caractères morphologiques différents. La sporulation jaune très pâle, presque transparente, est semblable à celle de B_2 et C_2 , c'est-à-dire qu'elle forme une tache unie avec seulement quelques rares acervules disséminés à la périphérie.

L'examen de ces observations nous permet de constater que la couleur de la sporulation et sa forme sont très variables suivant les races. Cependant nous avons trouvé des races de groupes différents, en particulier des groupes *Alpha* et *Gamma*, qui présentaient des caractères morphologiques identiques. En outre cet examen nous montre que ces variations de la sporulation n'étant pas suffisamment caractéristiques ne permettent pas de définir avec précision les nouvelles souches isolées.

b) Variabilité morphologique de la sporulation :

Les différences étudiées précédemment sont observées généralement entre diverses races, mais nous en avons constaté parfois sur une même souche. Plusieurs cas sont alors possibles suivant que les variations se produisent sur une même culture ou sur des cultures obtenues par repiquages successifs d'une même souche.

Dans le premier cas, nous notons l'apparition d'un **secteur** dont la sporulation est souvent différente de par la taille et la couleur de ses acervules du reste de la culture et dont le mycélium est généralement plus foncé. Lorsque nous repiquons dans une boîte de Pétri, par points distants de 5 mm, des conidies prélevées dans une culture normale et dans un secteur, nous observons un développement plus abondant de la colonie issues des conidies de la zone « mutante ». En outre, nous constatons que les filaments mycéliens de ce thalle entourent peu à peu ceux de la colonie normale. Cependant cette variabilité, d'une part ne modifie pas le pouvoir infectieux ou pathogène de la souche lors des infections et, d'autre part, ne paraît pas stable. Un certain nombre d'auteurs ont constaté des phénomènes analogues sur d'autres champignons. MOREAU (38) les considère comme des **mutations sectoriales** qui peuvent être stables, mais qui en fait ne sont que semi-permanentes : « Dauermodifikation » (29).

Certaines conditions peuvent accroître les possibilités d'observer ce

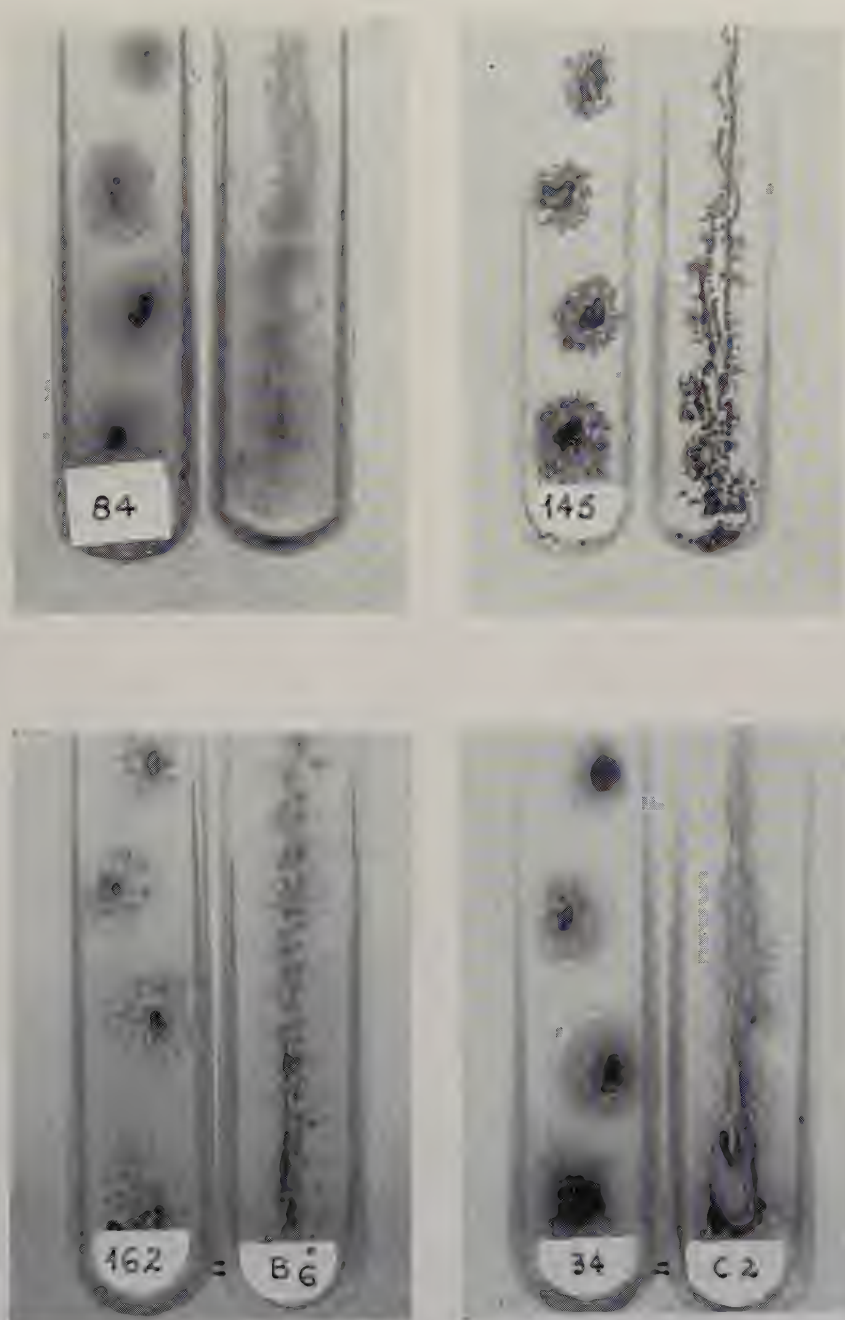


Figure 22. — VARIATIONS MORPHOLOGIQUES DU CHAMPIGNON D'APRÈS LA FORME DE LA SPORULATION SUR DES CULTURES DE MULTIPLICATION PAR POINTS ET EN LIGNE.

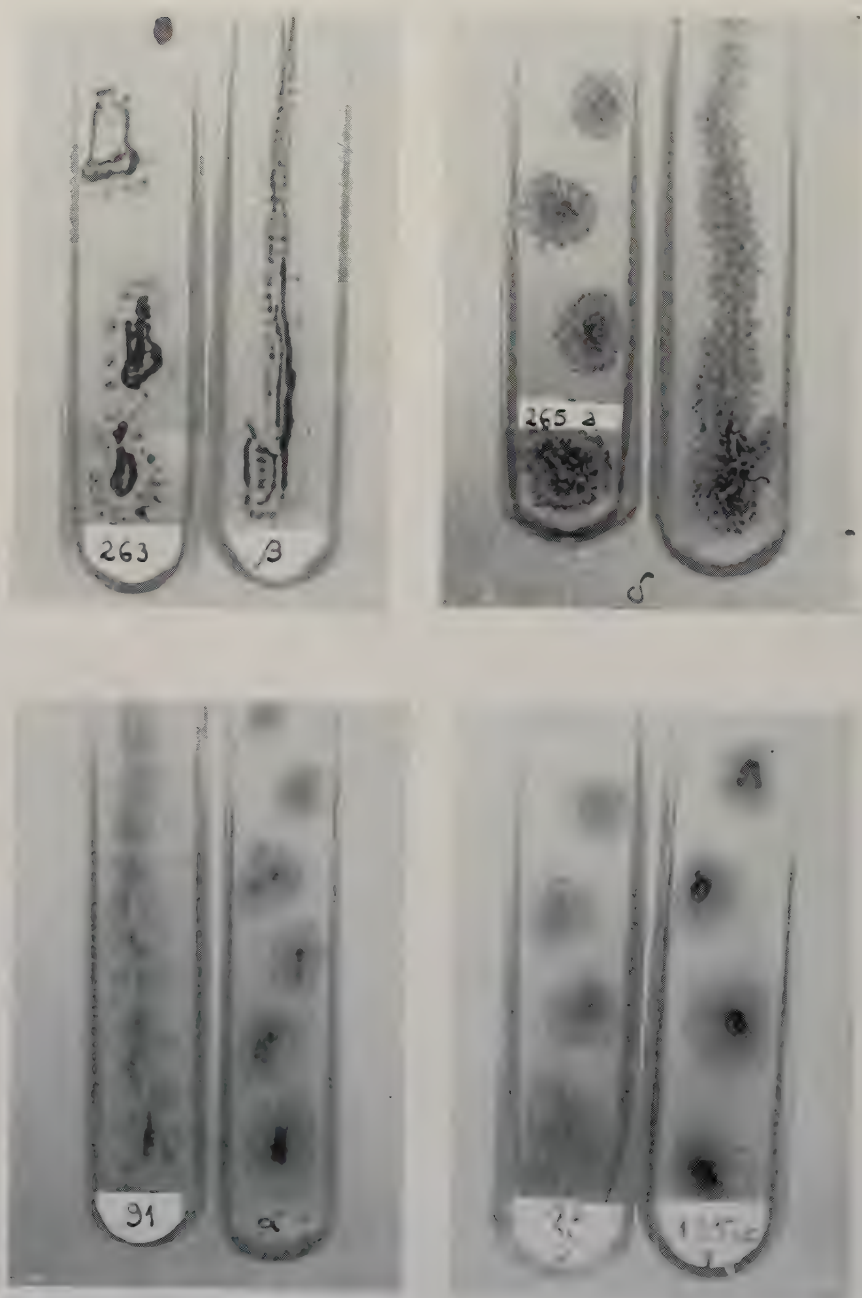


Figure 22. — VARIATIONS MORPHOLOGIQUES DU CHAMPIGNON D'APRÈS LA FORME DE LA SPORULATION SUR DES CULTURES DE MULTIPLICATION PAR POINTS ET EN LIGNE.

phénomène et CHRISTIANSEN (14) a montré l'influence que pouvaient jouer les composants du milieu, la température, la lumière et les autres radiations, le pH et l'addition de certains sels et substances toxiques dans le milieu.

Par ailleurs, CHRISTIANSEN (15) et MITRA (37) considèrent que les « faux secteurs » sont plus fréquents sur les milieux en couches minces que sur les milieux à épaisseur plus grande.

Dans le second cas, lors de la multiplication par repiquage d'une souche dans plusieurs tubes, nous avons constaté que dans certains tubes le champignon repiqué présentait les mêmes caractéristiques que dans le tube initial, alors que dans les autres il était différent.

Nous avons déjà cité le cas de l'apparition des soies dans les acervules (voir page 50 et 56) lorsque la température est supérieure à 25° C. Ces soies, qui caractérisent le genre *Colletotrichum*, s'observent très rarement dans les cultures du champignon sur « milieu anthracnose » (fig. 23).

Nous avons eu aussi le cas de la race A₁ (isolement n° 145) qui donnait une sporulation rose saumon à acervules assez gros et qui, lors d'un repiquage succédant à de nombreux repiquages effectués à intervalle de huit jours, a produit une sporulation rose violacé devenant rapidement noire avec des acervules plus petits et plus séparés. Ici comme précédemment, nous n'avons pas eu de modifications du pouvoir pathogène lors des infections et, de plus, un certain nombre des « cultures mutantes », au bout de 3 à 5 repiquages effectués à partir de cultures âgées d'un mois environ, ont repris leur aspect initial, c'est-à-dire la sporulation rose (fig. 24).

Mais des études plus récentes sur ces phénomènes ont été effectuées par différents auteurs sur l'*Aspergillus glaucus* (67), le *Curvularia pallescens* (66) et le *Pestalozzia annulata* (12 a).

SHARPE (67) a montré que ces différences analogues, présumées d'origine nucléaire, étaient en réalité dues à de petites variations cytoplasmiques et, par ailleurs, que cette différenciation était réversible.

Selon CUZIN (66), les variations sectorielles apparaissent sans mutation génétique et se généralisent par contagion sans hétérocaryose. Le phénotype modifié peut être entretenu par repiquage massif à condition que les transferts soient effectués à des intervalles de temps inférieurs à deux semaines. Au-delà, les transplantations conduisent toujours au phénotype normal. Par ailleurs, il constate que les articles apicaux sont sensibles à la contagion et que le caractère modifié est perdu, non par tous les articles du thalle mais seulement au cours de la production de thallospores. Enfin, il a montré que la fréquence des secteurs est caractéristique du génotype et, pour un clone donné, elle varie avec les conditions de milieu.

CHEVAUGEON (12 a) considère que l'état modifié n'est jamais originel et qu'il apparaît comme une forme différenciée faisant suite à l'état de jeunesse. Dans tous les cas, ce caractère contagieux peut être mis en évidence sans qu'intervienne une hétérocaryose banale consécutive à une migration nucléaire. Une partie au moins de ce phénomène s'accomplit au sein du

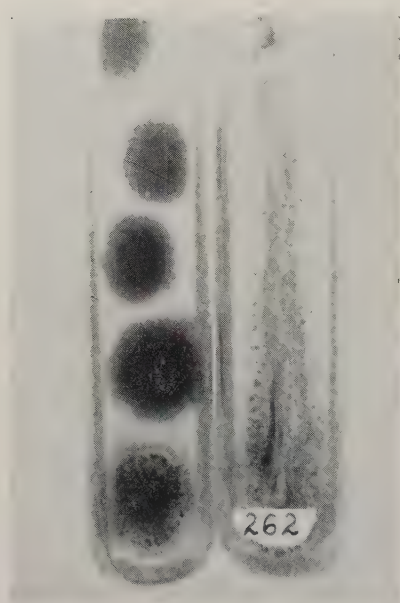


Figure 23. — VARIABILITÉ MORPHOLOGIQUE DE LA SPORULATION DUE À L'APPARITION DE SOIES DANS L'UN DES REPIQUAGES DE L'ISOLEMENT N° 262 APPARTENANT AU GROUPE GAMMA.

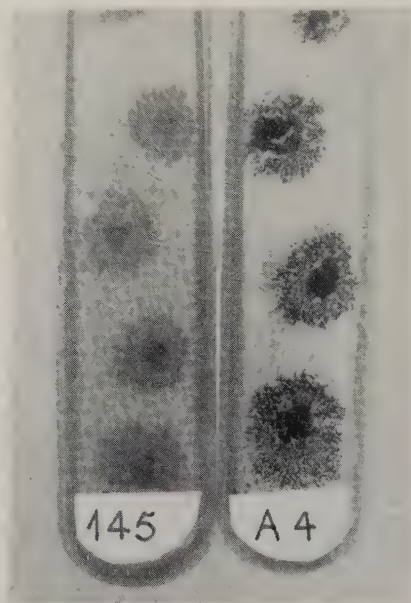


Figure 24. — VARIABILITÉ DE LA SOUCHE A 4 (ISOLEMENT N° 145). Cultures repiquées par dépôts de spores par points séparés. A gauche, sporulation normale de la souche.

cytoplasme, mais il n'est pas évident que cette partie soit l'apparition ou l'activation de particules cytoplasmiques autoreproductibles. Les secteurs observés apparaissent nettement en arrière de l'avance extrême des filaments et présentent une forme particulière : ils s'élargissent et enveloppent progressivement une part importante du thalle. Dans ceux-ci, le mycélium dressé ne se forme plus, les hyphes sont couchées ou immergées et la zonation devient peu perceptible.

Toutes ces observations ont été faites sur des souches d'origine monospore.

Enfin, nous avons remarqué sur des cultures repiquées un grand nombre de fois, une diminution progressive de la sporulation qui fait place peu à peu à un mycélium blanc vitreux. Celui-ci repiqué ne se développe pas ou très peu et provoque finalement la mort des souches.

Certains auteurs ayant attribué de semblables phénomènes à la présence d'un organisme bactérien se développant à l'intérieur des filaments mycéliens des champignons, des essais ont été effectués avec RIDE à Versailles. Ces essais nous ont permis de montrer que le phénomène provoquant la baisse de fructification du *C. lindemuthianum* n'était pas due à une bactérie.

On peut cependant refaire sporuler cette souche soit en déposant le mycélium sur une plante en végétation où, après avoir traversé la cuticule, il se développera dans les tissus et sporulera à la surface de ceux-ci, soit en déposant une graine non tachée, préalablement désinfectée (d'une variété sensible à toutes les races) sur la culture. Au moment de la germination de cette graine le champignon attaquera la jeune plantule et produira des spores que l'on pourra prélever pour obtenir une nouvelle culture sporulante.

On peut également faire sporuler une telle souche en effectuant un prélèvement assez important de filaments mycéliens et, dans le cas où il y en a, de spores que l'on met en suspension dans de l'eau stérile. En effectuant plusieurs étalements en boîte de Pétri, nous avons pu obtenir des cultures monospores sporulantes dont les caractères infectieux et morphologiques étaient identiques à ceux de la souche originale. Nous avons pu observer, en cultivant une des souches « malades » avec une souche normale, que peu à peu la sporulation de cette dernière disparaissait et ne laissait plus paraître que le mycélium blanc vitreux.

Cette baisse de fructification pourrait être attribuée à une accumulation dans les différents articles du mycélium au cours des divers repiquages, de substances insolubles contenues dans le milieu et qui provoquent ce ralentissement de l'activité vitale du champignon. Le report du champignon sur une plante en végétation lui permet de produire de nouveaux filaments mycéliens qui, ne contenant pas ces substances insolubles, fructifient alors abondamment.

Mais des phénomènes analogues de « baisse de la sporulation » et de « mort des souches » ont été observés sur d'autres champignons.

JINKS (28 b) considère deux cas : **ageing** et **senescence**, selon que la dégénérescence s'applique à un organe bien délimité ou à l'ensemble de l'organisme ; mais il est très difficile de différencier ces deux phénomènes dans une culture et, pour la suite de notre étude, nous n'utiliserons que le terme de sénescence pour définir le phénomène que nous avons observé.

RIZET (46) émet une hypothèse selon laquelle la sénescence est due à l'apparition d'éléments particuliers et l'arrêt de croissance à l'accumulation de ces particules se multipliant dans le cytoplasme. Sur des cultures de *Podospora*, toutes les souches, quels que soient leur origine géographique, leur génotype ou le milieu de culture utilisé, deviennent sénescents, mais leurs longévités moyennes respectives peuvent varier de quelques jours à plusieurs années. Divers facteurs internes et externes influent sur la longévité d'une souche : génotype, température, lumière, milieu, taille des semis. Ce phénomène est lié à une **hérédité cytoplasmique** et l'« infection » d'une souche normale par une souche sénescence se fait au sein du cytoplasme sans qu'elle s'accompagne de migration nucléaire. Il est possible enfin, pour chacun des types infectants, de perdre le déterminant de ce caractère : rajeunissement des souches sénescents qui contiennent toujours quelques filaments sains.

CHEVAUGEON (12 b) a constaté que la sénescence pouvait coexister avec la modification et être considérée comme une forme différenciée succédant à la forme normale de jeunesse. La sénescence des hyphes est rendue visible par la mort du protoplasme ou par son éjection après l'éclatement des parois ; les membranes présentent cependant les réactions de la chitine et de la cellulose. Les premiers articles morts sont fréquemment situés à l'apex, puis la sénescence s'étend par contagion aux filaments voisins. Cependant des tronçons vivants subsistent au sein des plages mortes ce qui explique l'obtention, dans certains cas, d'une souche normale en repartant d'une souche entrée en sénescence. La sénescence, contagieuse, peut être transmise par les conidies et, comme la « modification », est transportée par le cytoplasme.

En considérant que les phénomènes que nous venons d'observer correspondent à ceux décrits par les différents auteurs que nous avons cités, il est possible de dire que ces transformations, transmises par le cytoplasme, sont contagieuses et peuvent être perdues dans des conditions précises. Par ailleurs, elles dépendent de plusieurs facteurs : génotype, température, lumière, milieu et taille des semis.

II. - Etude de la taille des conidies

La taille des spores est un caractère très variable que nous avons pu étudier en détail lors des mensurations des conidies des différentes souches. Ces observations nous ont permis de mettre en évidence deux phénomènes différents : la variation de la taille des spores des différentes souches et

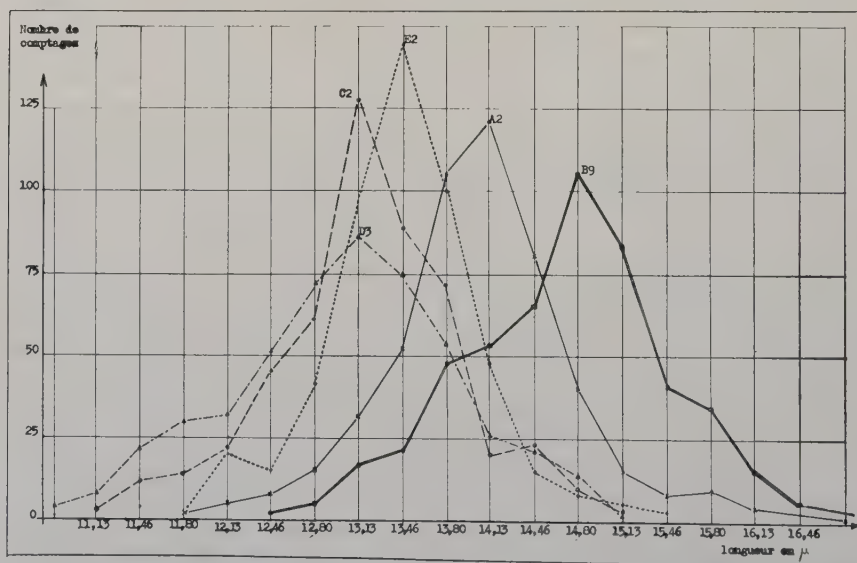


Figure 25. — LONGUEUR DES CONIDIES DE 5 RACES
REPRÉSENTANT LES 5 GROUPES DU COLLETOTRICHUM LINDEMUTHIANUM
(Sacc. et Magn.) Bri. et Cav.

LIMITES DES CLASSES (en μ)	MOYENNE ARITHMÉTIQ. DE LA LONG. en μ
10,46 à 10,63	17,46
10,63 à 10,96	17,29 à 11,29
10,96 à 11,29	17,13
11,29 à 11,63	16,80
11,63 à 11,96	16,63 à 16,96
11,96 à 12,29	16,46
12,29 à 12,63	16,13
12,63 à 12,96	15,80
12,96 à 13,29	15,63 à 15,96
13,29 à 13,63	15,46
13,63 à 13,96	15,13
13,96 à 14,29	14,80
14,29 à 14,63	14,46
14,63 à 14,96	14,13
14,96 à 15,29	13,80
15,29 à 15,63	13,46
15,63 à 15,96	13,13
15,96 à 16,29	12,80
16,29 à 16,63	12,46
16,63 à 16,96	12,13
16,96 à 17,29	11,80
17,29 à 17,63	11,46
	11,13
	10,80
	10,46
	19,99
	13,92
	14,65
	13,19
	13,92
	13,02
	13,43

TABLEAU VI. — LARGEUR DES CONIDIES DE 7 RACES PHYSIOLOGIQUES.

LIMITES DES CLASSES (en μ)	MOYENNE ARITHMÉTIQ. DE LA LONG. en μ
2,20 à 2,53	5,53
2,53 à 2,86	5,86
2,86 à 3,20	5,20
3,20 à 3,53	5,53
3,53 à 3,86	5,20
3,86 à 4,20	5,03
4,20 à 4,53	5,37
4,53 à 4,86	5,70
4,86 à 5,20	
5,20 à 5,53	
5,53 à 5,86	
5,86 à 6,20	
6,20 à 6,53	
6,53 à 6,86	
6,86 à 7,20	
7,20 à 7,53	
7,53 à 7,86	
7,86 à 8,20	
8,20 à 8,53	
8,53 à 8,86	
8,86 à 9,20	
9,20 à 9,53	
9,53 à 9,86	
9,86 à 10,20	
10,20 à 10,53	
10,53 à 10,86	
10,86 à 11,20	
11,20 à 11,53	
11,53 à 11,86	
11,86 à 12,20	
12,20 à 12,53	
12,53 à 12,86	
12,86 à 13,20	
13,20 à 13,53	
13,53 à 13,86	
13,86 à 14,20	
14,20 à 14,53	
14,53 à 14,86	
14,86 à 15,20	
15,20 à 15,53	
15,53 à 15,86	
15,86 à 16,20	
16,20 à 16,53	
16,53 à 16,86	
16,86 à 17,20	
17,20 à 17,53	
17,53 à 17,86	
17,86 à 18,20	
18,20 à 18,53	
18,53 à 18,86	
18,86 à 19,20	
19,20 à 19,53	
19,53 à 19,86	
19,86 à 20,20	
20,20 à 20,53	
20,53 à 20,86	
20,86 à 21,20	
21,20 à 21,53	
21,53 à 21,86	
21,86 à 22,20	
22,20 à 22,53	
22,53 à 22,86	
22,86 à 23,20	
23,20 à 23,53	
23,53 à 23,86	
23,86 à 24,20	
24,20 à 24,53	
24,53 à 24,86	
24,86 à 25,20	
25,20 à 25,53	
25,53 à 25,86	
25,86 à 26,20	
26,20 à 26,53	
26,53 à 26,86	
26,86 à 27,20	
27,20 à 27,53	
27,53 à 27,86	
27,86 à 28,20	
28,20 à 28,53	
28,53 à 28,86	
28,86 à 29,20	
29,20 à 29,53	
29,53 à 29,86	
29,86 à 30,20	
30,20 à 30,53	
30,53 à 30,86	
30,86 à 31,20	
31,20 à 31,53	
31,53 à 31,86	
31,86 à 32,20	
32,20 à 32,53	
32,53 à 32,86	
32,86 à 33,20	
33,20 à 33,53	
33,53 à 33,86	
33,86 à 34,20	
34,20 à 34,53	
34,53 à 34,86	
34,86 à 35,20	
35,20 à 35,53	
35,53 à 35,86	
35,86 à 36,20	
36,20 à 36,53	
36,53 à 36,86	
36,86 à 37,20	
37,20 à 37,53	
37,53 à 37,86	
37,86 à 38,20	
38,20 à 38,53	
38,53 à 38,86	
38,86 à 39,20	
39,20 à 39,53	
39,53 à 39,86	
39,86 à 40,20	
40,20 à 40,53	
40,53 à 40,86	
40,86 à 41,20	
41,20 à 41,53	
41,53 à 41,86	
41,86 à 42,20	
42,20 à 42,53	
42,53 à 42,86	
42,86 à 43,20	
43,20 à 43,53	
43,53 à 43,86	
43,86 à 44,20	
44,20 à 44,53	
44,53 à 44,86	
44,86 à 45,20	
45,20 à 45,53	
45,53 à 45,86	
45,86 à 46,20	
46,20 à 46,53	
46,53 à 46,86	
46,86 à 47,20	
47,20 à 47,53	
47,53 à 47,86	
47,86 à 48,20	
48,20 à 48,53	
48,53 à 48,86	
48,86 à 49,20	
49,20 à 49,53	
49,53 à 49,86	
49,86 à 50,20	
50,20 à 50,53	
50,53 à 50,86	
50,86 à 51,20	
51,20 à 51,53	
51,53 à 51,86	
51,86 à 52,20	
52,20 à 52,53	
52,53 à 52,86	
52,86 à 53,20	
53,20 à 53,53	
53,53 à 53,86	
53,86 à 54,20	
54,20 à 54,53	
54,53 à 54,86	
54,86 à 55,20	
55,20 à 55,53	
55,53 à 55,86	
55,86 à 56,20	
56,20 à 56,53	
56,53 à 56,86	
56,86 à 57,20	
57,20 à 57,53	
57,53 à 57,86	
57,86 à 58,20	
58,20 à 58,53	
58,53 à 58,86	
58,86 à 59,20	
59,20 à 59,53	
59,53 à 59,86	
59,86 à 60,20	
60,20 à 60,53	
60,53 à 60,86	
60,86 à 61,20	
61,20 à 61,53	
61,53 à 61,86	
61,86 à 62,20	
62,20 à 62,53	
62,53 à 62,86	
62,86 à 63,20	
63,20 à 63,53	
63,53 à 63,86	
63,86 à 64,20	
64,20 à 64,53	
64,53 à 64,86	
64,86 à 65,20	
65,20 à 65,53	
65,53 à 65,86	
65,86 à 66,20	
66,20 à 66,53	
66,53 à 66,86	
66,86 à 67,20	
67,20 à 67,53	
67,53 à 67,86	
67,86 à 68,20	
68,20 à 68,53	
68,53 à 68,86	
68,86 à 69,20	
69,20 à 69,53	
69,53 à 69,86	
69,86 à 70,20	
70,20 à 70,53	
70,53 à 70,86	
70,86 à 71,20	
71,20 à 71,53	
71,53 à 71,86	
71,86 à 72,20	
72,20 à 72,53	
72,53 à 72,86	
72,86 à 73,20	
73,20 à 73,53	
73,53 à 73,86	
73,86 à 74,20	
74,20 à 74,53	
74,53 à 74,86	
74,86 à 75,20	
75,20 à 75,53	
75,53 à 75,86	
75,86 à 76,20	
76,20 à 76,53	
76,53 à 76,86	
76,86 à 77,20	
77,20 à 77,53	
77,53 à 77,86	
77,86 à 78,20	
78,20 à 78,53	
78,53 à 78,86	
78,86 à 79,20	
79,20 à 79,53	
79,53 à 79,86	
79,86 à 80,20	
80,20 à 80,53	
80,53 à 80,86	
80,86 à 81,20	
81,20 à 81,53	
81,53 à 81,86	
81,86 à 82,20	
82,20 à 82,53	
82,53 à 82,86	
82,86 à 83,20	
83,20 à 83,53	
83,53 à 83,86	
83,86 à 84,20	
84,20 à 84,53	
84,53 à 84,86	
84,86 à 85,20	
85,20 à 85,53	
85,53 à 85,86	
85,86 à 86,20	
86,20 à 86,53	
86,53 à 86,86	
86,86 à 87,20	
87,20 à 87,53	
87,53 à 87,86	
87,86 à 88,20	
88,20 à 88,53	
88,53 à 88,86	
88,86 à 89,20	
89,20 à 89,53	
89,53 à 89,86	
89,86 à 90,20	
90,20 à 90,53	
90,53 à 90,86	
90,86 à 91,20	
91,20 à 91,53	
91,53 à 91,86	
91,86 à 92,20	
92,20 à 92,53	
92,53 à 92,86	
92,86 à 93,20	
93,20 à 93,53	
93,53 à 93,86	
93,86 à 94,20	
94,20 à 94,53	
94,53 à 94,86	
94,86 à 95,20	
95,20 à 95,53	
95,53 à 95,86	
95,86 à 96,20	
96,20 à 96,53	
96,53 à 96,86	
96,86 à 97,20	
97,20 à 97,53	
97,53 à 97,86	
97,86 à 98,20	
98,20 à 98,53	
98,53 à 98,86	
98,86 à 99,20	
99,20 à 99,53	
99,53 à 99,86	
99,86 à 100,20	
100,20 à 100,53	
100,53 à 100,86	
100,86 à 101,20	
101,20 à 101,53	
101,53 à 101,86	
101,86 à 102,20	
102,20 à 102,53	
102,53 à 102,86	
102,86 à 103,20	
103,20 à 103,53	
103,53 à 103,86	
103,86 à 104,20	
104,20 à 104,53	
104,53 à 104,86	
104,86 à 105,20	
105,20 à 105,53	
105,53 à 105,86	
105,86 à 106,20	
106,20 à 106,53	
106,53 à 106,86	
106,86 à 107,20	
107,20 à 107,53	
107,53 à 107,86	
107,86 à 108,20	
108,20 à 108,53	
108,53 à 108,86	
108,86 à 109,20	
109,20 à 109,53	
109,53 à 109,86	
109,86 à 110,20	
110,20 à 110,53	
110,53 à 110,86	
110,86 à 111,20	
111,20 à 111,53	
111,53 à 111,86	
111,86 à 112,20	
112,20 à 112,53	
112,53 à 112,86	
112,86 à 113,20	
113,20 à 113,53	
113,53 à 113,86	
113,86 à 114,20	
114,20 à 114,53	
114,53 à 114,86	
114,86 à 115,20	
115,20 à 115,53	
115,53 à 115,86	
115,86 à 116,20	
116,20 à 116,53	
116,53 à 116,86	
116,86 à 117,20	
117,20 à 117,53	
117,53 à 117,86	
117,86 à 118,20	
118,20 à 118,53	
118,53 à 118,86	
118,86 à 119,20	
119,20 à 119,53	
119,53 à 119,86	
119,86 à 120,20	
120,20 à 120,53	
120,53 à 120,86	
120,86 à 121,20	
121,20 à 121,53	
121,53 à 121,86	
121,86 à 122,20	
122,20 à 122,53	
122,53 à 122,86	
122,86 à 123,20	
123,20 à 123,53	
123,53 à 123,86	
123,86 à 124,20	
124,20 à 124,53	
124,53 à 124,86	
124,86 à 125,20	
125,20 à 125,53	
125,53 à 125,86	
125,86 à 126,20	
126,20 à 126,53	
126,53 à 126,86	
126,86 à 127,20	
127,20 à 127,53	
127,53 à 127,86	
127,86 à 128,20	
128,20 à 128,53	
128,53 à 128,86	
128,86 à 129,20	
129,20 à 129,53	
129,53 à 129,86	
129,86 à 130,20	
130,20 à 130,53	
130,53 à 130,86	
130,86 à 131,20	
131,20 à 131,53	
131,53 à 131,86	
131,86 à 132,20	
132,20 à 132,53	
132,53 à 132,86	
132,86 à 133,20	
133,20 à 133,53	
133,53 à 133,86	
133,86 à 134,20	
134,20 à 134,53	
134,53 à 134,86	
134,86 à 135,20	
135,20 à 135,53	
135,53 à 135,86	
135,86 à 136,20	
136,20 à 136,53	
136,53 à 136,86	
136,86 à 137,20	
137,20 à 137,53	
137,53 à 137,86	

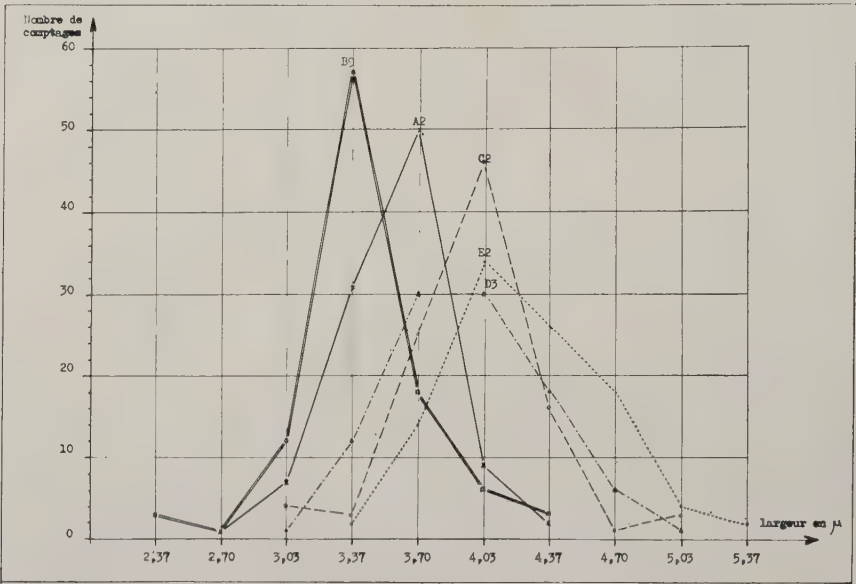


Figure 26. — LARGEUR DES CONIDIES DE 5 RACES REPRÉSENTANT LES 5 GROUPES DU COLLETOTRICHUM LINDEMUTHIANUM (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav.

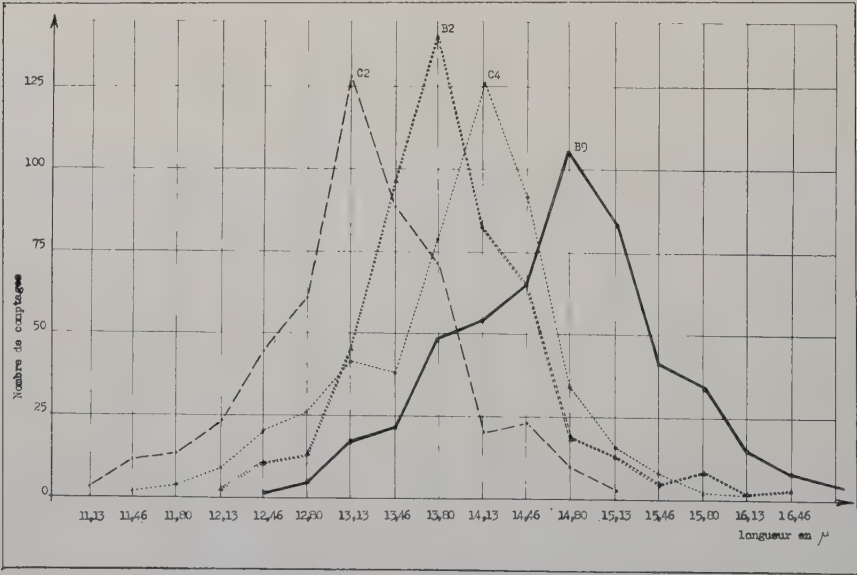


Figure 27. — COMPARAISON DE LA LONGUEUR DES CONIDIES DE QUATRE RACES REPRÉSENTANT DEUX GROUPES DIFFÉRENTS.

TABLEAU VII. — TAILLE DES CONIDIES D'APRÈS NEGRU (40).

LONGUEUR EN μ		12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27
200 comptages		1	4	10	15	28	35	43	28	17	5	6	2	4	1	—	—
Largeur en μ		3,5	4			4,5		5			5,5	6		6,5		7	
200 comptages		1	6			27		39			51	42		28		6	

Longueur : $M = 17,4 \mu$; $m = \pm 0,16$; $\sigma = \pm 2,33$; $m \% = 0,93$.
 Largeur : $M = 5,5 \mu$; $m = \pm 0,05$; $\sigma = \pm 0,70$; $m \% = 0,35$.

TABLEAU VIII. — TAILLE DES CONIDIES D'APRÈS ZAUMEYER (64).

100 COMPTAGES POUR CHACUNE DES MESURES	LARGEUR EN μ				LONGUEUR EN μ							
	3,75	4,38	5	5,63	11,25	12,5	13,75	15	16,25	17,5	18,75	
Race Beta	8	20	64	8	1	12	41	32	7	5	2	
Race Gamma	14	18	66	2	0	1	17	46	21	12	3	
Race Delta	2	8	74	18	0	1	9	53	21	11	5	

TABLEAU IX. — VARIABILITÉ DE LA TAILLE DES SPORES DE LA RACE D_2 CONSTATÉE PAR DES MENSURATIONS EFFECTUÉES A DES ÉPOQUES DIFFÉRENTES (sur 200 comptages)

CENTRES DES CLASSES EN μ		11,80	12,13	12,46	12,80	13,13	13,46	13,80	14,13	14,46	14,80	15,13	15,46	15,80	16,13	16,46	16,80
1 ^{er} comptage : janvier 1961					1	5	4	15	43	51	41	14	10	7	3		
2 ^e comptage : mai 1961		1	8	10	38	58	28	29	12	4	1	1					
3 ^e comptage : octobre 1961							2	15	38	67	38	29	6	1	3	1	

la variabilité de la taille des spores d'une même souche cultivée dans des conditions variables.

a) *Variations de la taille des spores :*

Les mensurations ont toutes été effectuées à partir de cultures repiquées le même jour sur un milieu de composition identique afin d'obtenir des résultats comparables.

Les résultats de toutes ces mensurations ont été consignés dans des tableaux (Tab. V et VI et reportés ensuite sur des graphiques (fig. 25 et 26).

L'examen de ces différents résultats permet de déterminer la taille des conidies. Celle-ci se situe entre 10,50 et 17,13 μ avec une moyenne comprise entre 13,02 et 14,65 μ pour ce qui concerne la longueur et entre 2,37 et 5,37 μ pour la largeur, avec une moyenne variant de 3,42 à 4,24 μ suivant les souches.

Lors des comptages, nous avons observé que la longueur des spores et leur largeur n'étaient pas liées et qu'à l'intérieur d'une même souche les spores les plus longues ne sont pas nécessairement les plus larges. D'autre part certaines souches, telles A₂ et B₉, ont des spores assez longues mais peu larges, alors que d'autres, telles C₂ et D₃, ont des spores moins longues mais plus larges. Cette grande variation de la taille des spores des diverses races ne permet pas de déterminer une race par simple mensuration de la taille de ses conidies (fig. 27).

Nous pouvons comparer ces résultats à ceux obtenus d'une part par NEGRU (40 a) en Roumanie et, d'autre part, par ZAUMEYER et HARTER (64 a) aux Etats-Unis (Tab. VII et VIII). Il est néanmoins difficile de comparer des résultats qui ne se rapportent pas obligatoirement aux mêmes races, la plupart des auteurs ne considérant que les groupes auxquels appartiennent les races qu'ils étudient.

Cependant l'examen des moyennes des tailles de ces conidies nous permet de constater que les spores des races étudiées par NEGRU sont beaucoup plus grandes que celles des races américaines, lesquelles sont sensiblement plus grandes que les françaises.

b) *Variabilité de la taille des spores :*

En plus des différences observées entre les diverses races, nous avons pu constater pour une même race prise à plusieurs époques, avec des cultures effectuées sur des « milieux anthracnose » non préparés en même temps, des différences assez nettes (Tab. IX). Ces différences sont probablement dues d'une part à des variations de la composition du milieu artificiel, d'autre part à des variations des conditions de culture du champignon : température, humidité, éclairage et mode de repiquage. Nous voyons qu'il est très difficile de pouvoir reproduire dans le temps toutes ces conditions, ce qui permet d'expliquer les différences que nous avons trouvées en comparant nos tailles de spores à celles de NEGRU d'une part, et de

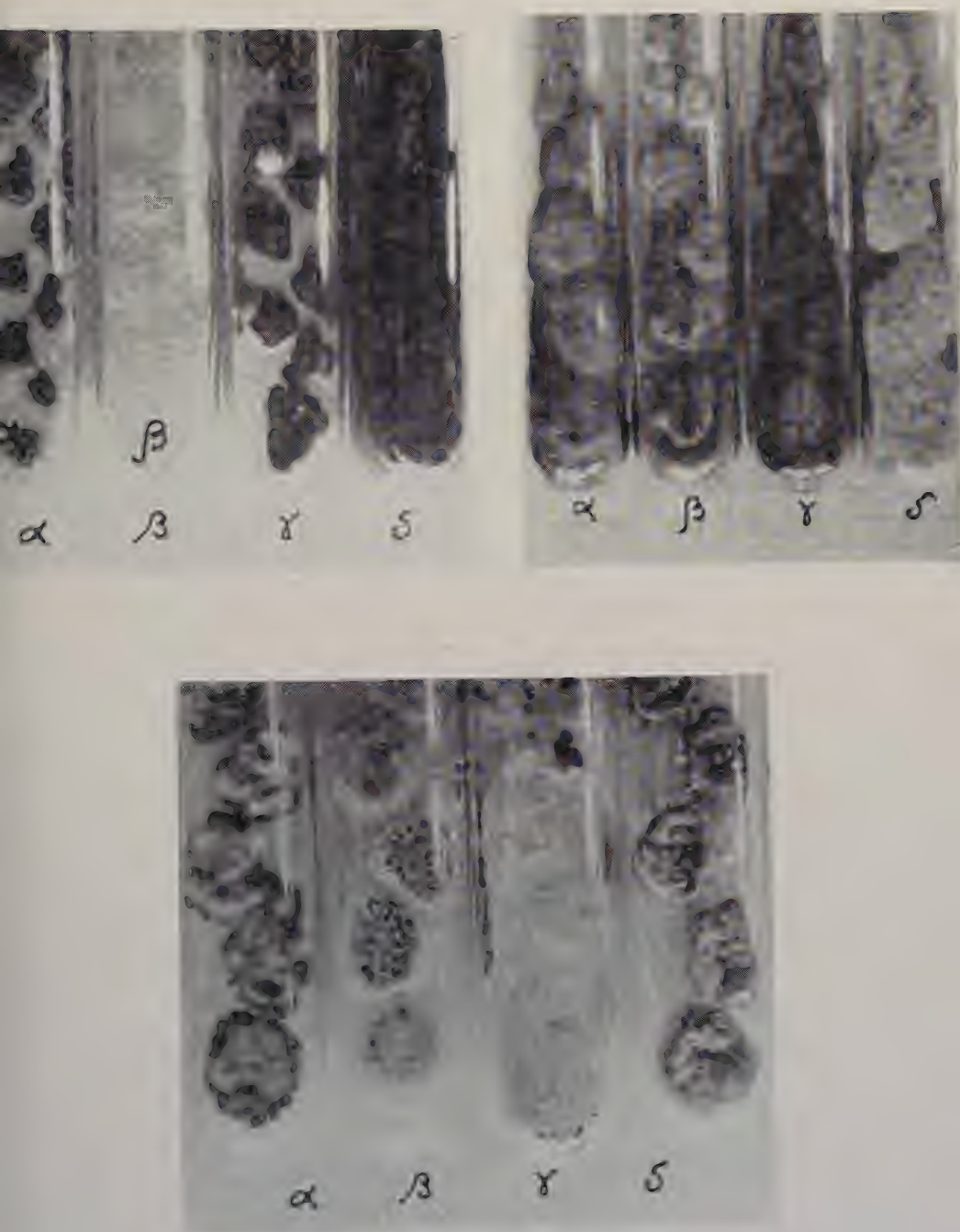


Figure 28. — VARIATIONS DU COMPORTEMENT DU CHAMPIGNON
SUR DES MILIEUX NUTRITIFS DIFFÉRENTS.
A) sur milieu Pois ; B) sur milieu Oignon ; C) sur milieu Richard.

TABLEAU X. — VARIATIONS DU COMPORTEMENT DU CHAMPIGNON SUR DES MILIEUX NUTRITIFS DIFFÉRENTS
Ces variations portent sur le mycélium (M) et sur la sporulation (S).

GROUPES ET RACES		ALPHA RACE A. ¹	BETA RACE B. ⁵	GAMMA RACE C. ³	DELTA RACE D. ³
MILIEUX UTILISÉS					
Pois (fig. 28)		M : blanc avec des taches noires S : non apparente	M : blanc S : non apparente	M : blanc avec des taches noires S : non apparente	M : noir S : non apparente
Oignon (fig. 28)		M : gris foncé S : non apparente	M : gris foncé S : non apparente	M : noir S : non apparente	M : gris blanc S : non apparente
Richard (fig. 28)		M : rampant : noir aérien : blanc S : non apparente	M : gris à la périphérie des thalles S : apparente	M : blanc, recouvert par S S : apparente	M : rampant : noir aérien : blanc S : non apparente
Pomme de terre Dextrose Agar (P.D.A.)		M : gris foncé S : acervules peu nombreux	M : noir S : acervules peu nombreux	M : noir S : non apparente	M : rampant : noir aérien : blanc S : non apparente
Pois chiche		M : gris, puis noir S : non apparente	M : blanc, recouvert par S S : apparente	M : gris S : non apparente	M : noir S : non apparente
Embryon		M : noir S : non apparente	M : blanc, puis gris S : apparente	M : noir S : non apparente	M : blanc S : non apparente
Pomme de terre		M : noir S : non apparente	M : noir S : acervules peu nombreux	M : noir S : non apparente	M : noir S : acervules peu nombreux
Haricot		M : non apparent S : abondante	M : non apparent S : abondante	M : non apparent S : acervules peu nombreux	M : non apparent S : abondante, devenant brun foncé
Yeast - Dextrose - Agar (Y.D.A.)		M : noir S : acervules très peu nombreux	M : noir S : non apparente	M : noir S : acervules très peu nombreux	M : noir S : acervules très peu nombreux

ZAUMEYER d'autre part, ces deux auteurs n'utilisant pas forcément le même milieu pour cultiver le champignon.

Enfin, nous avons constaté une légère variabilité de la taille des conidies selon leur position à la surface des thalles : les conidies des acervules se trouvant à la périphérie des taches sont généralement plus petites que celles des acervules de la partie centrale.

III. - Variations du comportement du champignon sur des milieux nutritifs différents

Nous avons utilisé lors de ces essais des cultures monospores de certaines races isolées en 1961 et qui correspondent aux races physiologiques (déterminées par ailleurs) suivantes : A_1 , A_3 , A_4 , B_2 , B_6 , B_9 , C_2 , C_3 , C_6 , D_1 , D_3 ; mais comme lors de nos observations certaines races, telles A_1 , A_3 et A_4 se comportaient identiquement, nous n'avons conservé que l'une d'entre elles : A_1 , B_6 , C_3 et D_3 .

Nous avons pu constater, sur tous les milieux utilisés, d'une part que la sporulation était en général peu importante et dans tous les cas inférieure à celle obtenue sur le milieu anthracnose et, d'autre part, que le mycélium du champignon se développait beaucoup plus abondamment, envahissant souvent toute la surface du milieu gélosé. Ces observations ont été consignées dans un tableau (Tab. X) dont l'examen montre que les différences les plus nettes sont obtenues sur les milieux « Pois », Richard et « Oignon » (fig. 28). Seuls ces trois milieux permettent une détermination vraiment précise, alors que les différences observées sur les autres milieux sont moins nettes et surtout moins caractéristiques.

L'examen de ce comportement des diverses races françaises sur des milieux nutritifs différents nous a permis de les classer en quatre « groupes ». En comparant ces résultats à ceux des infections réalisées en serre (voir page 118), nous constatons que ces « groupes » correspondent aux quatre groupes définis par SCHREIBER (52) et les Américains.

Seules les races du groupe *Epsilon* n'ont pas été incluses dans ces essais, ayant été isolées plus tardivement. Cependant un essai sur milieu « Pois » a été effectué avec la race E_2 que certains auteurs considèrent comme une race du groupe *Beta*. Nous avons observé l'apparition d'un mycélium noir recouvrant toute la surface du milieu. Nous pouvons donc dire que cette race n'appartient pas au groupe *Beta*, mais à un autre groupe.

Cette étude nous montre qu'il est possible, à l'aide de cultures d'une nouvelle souche sur les trois milieux cités précédemment, de déterminer la place de cette souche dans l'un des quatre premiers groupes de la classification.

DEUXIEME PARTIE

LES RELATIONS ENTRE L'HOTE ET LE PARASITE

Après avoir étudié séparément les deux organismes en présence, nous déterminerons les diverses relations biologiques et physiologiques existant entre le haricot et ses variétés d'une part, le parasite et ses races physiologiques d'autre part.

En premier lieu, nous observerons les diverses phases de la maladie en suivant le développement du parasite à l'intérieur et à la surface des différents organes de l'hôte.

En second lieu, nous observerons les réactions de sensibilité et de résistance d'un grand nombre de variétés de l'hôte vis-à-vis d'une seule souche du parasite, puis sachant qu'il existait, non pas une seule race du parasite, mais un grand nombre, nous établirons, en utilisant les réactions de certaines variétés à plusieurs souches, une liste de variétés différentielles.

En troisième lieu, nous indiquerons les résultats des infections effectuées à l'aide des isolements réalisés sur des échantillons provenant d'une prospection effectuée dans toute la France en 1960 et nous les comparerons à ceux obtenus à partir d'isolements provenant de l'étranger.

Enfin, nous verrons les relations existant entre les races physiologiques du parasite et les variétés du Haricot cultivées en France.

CHAPITRE I

LES PHASES DE LA MALADIE

Après avoir étudié séparément la morphologie et la physiologie de la plante-hôte et du champignon, nous allons pouvoir à l'aide d'observations microscopiques et au binoculaire, étudier les différents stades du développement du parasite dans l'hôte : sa pénétration, l'envahissement des tissus et sa propagation dans ceux-ci, la manifestation de la maladie à la surface des tissus, les périodes de repos et ses modes de transmission et de dispersion.

A. Pénétration du parasite

Pour étudier la pénétration du champignon dans l'hôte, nous avons prélevé, trois à quatre jours après une contamination, des morceaux d'épiderme provenant de différentes parties de plantes infectées (en particulier : feuilles et axes hypocotyles).

Comme sur le « milieu anthracnose » ou dans l'eau, la spore germe assez rapidement (12 heures après la contamination), donnant un ou deux tubes germinatifs qui, en entrant au contact de l'épiderme, forment chacun un **appressorium** qui se colle à la surface de celui-ci. Une hyphe d'infection sort de l'appressorium et va traverser directement la cuticule et pénétrer dans les cellules de l'épiderme. Là elle pourra, soit envahir complètement cette cellule en se ramifiant, soit pénétrer plus profondément dans l'hôte.

DEY (18) a étudié cette question très en détail à l'aide de coupes effectuées dans des parties malades incluses dans de la paraffine, mais il n'a jamais pu suivre cette pénétration sur un matériel vivant. Il a montré que l'appressorium était étroitement adhérent à la surface de l'hôte au moyen d'une enveloppe mucilagineuse. De la surface de l'appressorium, en contact avec l'épiderme, pousse une sorte d'hyphe d'infection qui **rompt mécaniquement** la cuticule et provoque un gonflement des assises sous-cuticulaires, sans doute par **action enzymatique**.

L'apparition de l'hyphe d'infection n'a lieu que 48 heures au minimum après la contamination. Tous les auteurs s'accordent à reconnaître que la rupture de la cuticule résulte de la pression exercée par la croissance de l'hyphe et non d'une action enzymatique. Cette hyphe très fine au début, grossit, prend un volume normal en traversant la couche cellulosique se

trouvant sous la cuticule. Elle produit alors une petite vésicule de laquelle un ou plusieurs filaments émergent et s'étendent dans les tissus de l'hôte. L'hyphé envahit ainsi toute la cellule dont le contenu cytoplasmique se concentre autour des filaments et provoque finalement un effondrement de la cellule désorganisée.

DEY pense :

1. qu'il existe un moment réellement critique dans le développement du champignon au moment où celui-ci doit détruire le cytoplasme de la cellule avant de pouvoir continuer son développement ;
2. que les variétés de Haricot résistantes à certaines races physiologiques du *C. lindemuthianum* doivent probablement cette immunité à l'incapacité de l'hyphé d'infection du champignon à vaincre la résistance offerte par le cytoplasme de la cellule-hôte.

Nous avons constaté au cours de la notation des infections qu'il existait trois cas distincts de pénétration correspondant chacun à certaines notes attribuées aux différentes variétés (voir méthodes de notation page 18) :

1. lorsqu'il s'agit d'une variété sensible (note 3 à 5) ou d'une attaque légère (note 2), la pénétration du champignon se fait à partir des appressoria et les hyphes envahissent rapidement les tissus sous-jacents. Leur développement est cependant arrêté lorsqu'il s'agit de variétés résistantes (note 2) ;
2. lorsqu'il s'agit d'une variété résistante (note 0) nous avons observé la formation des appressoria, mais il ne se produit, semble-t-il, aucun développement ultérieur et l'épiderme ne porte aucune trace de points d'attaque. Il semble que la plante produise une substance qui empêche la formation de l'hyphé d'infection. Il arrive aussi que le champignon produise de longs filaments qui s'anastomosent, formant des masses mycéliennes à la surface de l'épiderme, mais, là non plus, nous ne notons pas de développement ultérieur.
3. Dans certains cas, enfin, nous avons observé l'apparition de très petites taches brunes qui n'évoluent pas et ne gênent pas le développement des plantes. Le champignon a donné des appressoria à partir desquels des hyphes se sont formées, ont traversé la cuticule et ont attaqué les cellules de l'épiderme. Leur progression est arrêtée à ce stade, car il se produit un barrage qui empêche le développement ultérieur du champignon. Les taches représentent les cellules épidermiques atteintes et nous avons donné une note spéciale ϵ à ce phénomène. ROGER (47) considère que ce **barrage** est dû à des réactions nécrotiques liées au phénomène d'hypersensibilité : « Des pigments, notamment des anthocyanes, peuvent se déposer dans les cellules voisines de celles parasitées, ou bien des tanins ou des corps tanoïdes opérant une cicatrisation (par exemple dans les vacuoles des cellules chez les haricots résistant au *C. lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav.) ».

Dans le cas du *Colletotrichum*, la pénétration du champignon s'effectue à n'importe quel point de la surface de l'épiderme, aussi bien au-dessus des cellules épidermiques qu'à la base des poils ou par l'ouverture des stomates. TOCHINAI et SAWADA (56), à la suite de la notation de l'infection de nombreuses contaminations de haricots, ont montré que plus de 70 % des appressoria s'étaient formés au-dessus de la partie centrale de la lamelle des cellules épidermiques. Ces différents phénomènes s'observent facilement sur les feuilles et les axes hypocotyles. Par ailleurs, nous avons constaté, pendant les « périodes chaudes » de l'été, un grand nombre de petites attaques (note 1 et 2) sur des variétés qui, avec les mêmes races, n'avaient présenté aucune trace d'attaque lors d'infections réalisées pendant l'hiver.

B. Incubation, progression et développement du parasite

Après avoir observé la pénétration du parasite dans la plante-hôte, nous allons étudier son incubation, sa progression et son développement dans les différents tissus et organes, ainsi que sa capacité de survie pendant les périodes défavorables à son expansion.

I. - Incubation

Au bout de quelques jours, on observe sur l'épiderme l'apparition de taches, d'abord décolorées, puis brunes qui correspondent à une désorganisation des tissus. Ce laps de temps qui sépare l'infection de l'apparition des symptômes (incubation) est très variable. Les différents auteurs l'ayant étudié en ont donné des valeurs très diverses.

FRANK (22 b) nota l'apparition du brunissement de l'épiderme sur les gousses 24 heures après l'inoculation et obtint les premières spores sur les lésions au bout de cinq jours.

EDGERTON (19), ayant fait des infections en serre et en plein champ, a trouvé que la période d'incubation variait entre quatre et neuf jours suivant le temps et les conditions de température.

Si beaucoup d'auteurs considèrent la température comme un facteur important, les essais que nous avons réalisés en serre, nous ont permis de constater que l'humidité jouait aussi un grand rôle, le temps d'incubation étant généralement fonction de la durée pendant laquelle les plantes contaminées avaient été placées dans les chambres humides. Cette humidité est surtout nécessaire pendant les 36 premières heures pour permettre une bonne pénétration du champignon et le début de sa progression dans les tissus de l'hôte. Nous avons pu constater qu'une période sèche survenant juste après la pénétration pouvait ralentir et même arrêter son développement, entraînant par la suite un retard de l'apparition des symptômes.

Cependant, à la suite de nombreuses infections artificielles effectuées sur un nombre élevé de variétés, nous n'avons jamais observé de grosses

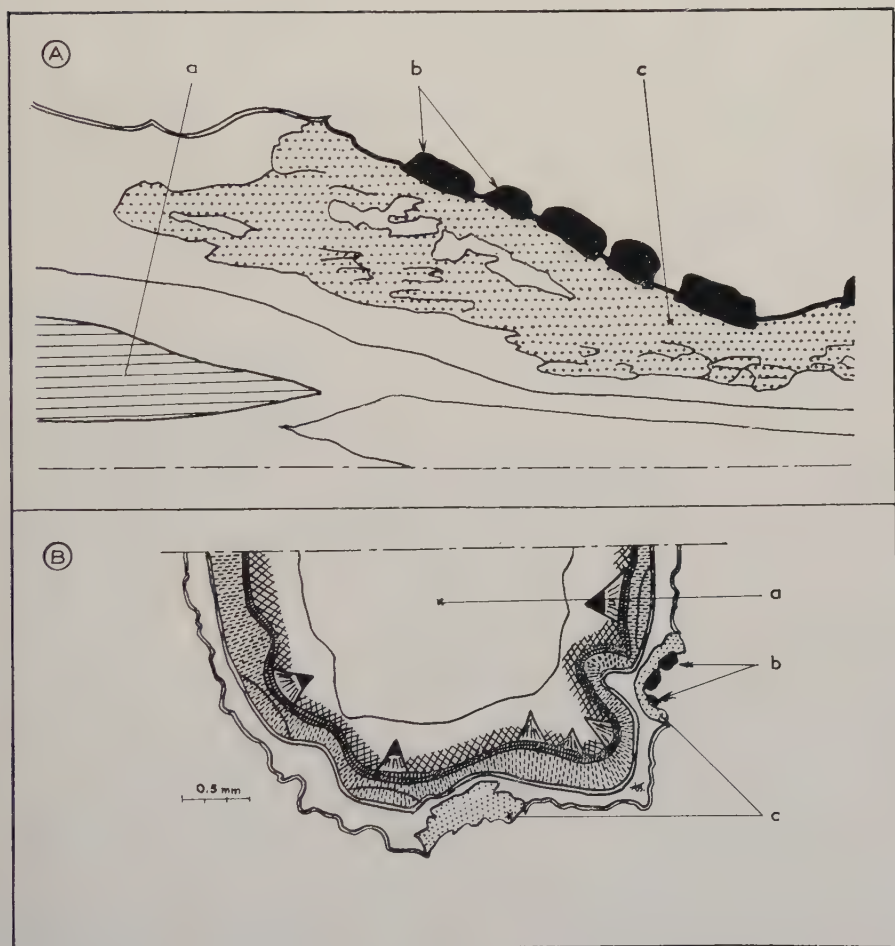


Figure 29. — STRUCTURE SCHÉMATIQUE D'UN AXE HYPOCOTILE INFECTÉ.

A - Coupe longitudinale. — a) Vaisseaux du bois - b) Acervules - c) Tissus du parenchyme cortical envahi par le mycélium.

B - Coupe transversale. — a) Cylindre central creux - b) Acervules - c) Tissus du parenchyme cortical envahis par le mycélium.

variations quant à la durée de l'incubation et au temps d'apparition des premières spores. Il est possible que, travaillant dans des conditions très favorables au champignon (températures comprises entre 16 et 22° C et humidité voisine de la saturation), nos résultats aient été légèrement faussés comparativement à ceux obtenus dans des conditions normales.

Dans ces essais, l'apparition des premières taches brunes se produisait, suivant les variétés, le troisième ou le quatrième jour, et le début de la sporulation le sixième ou le septième jour. Les notations étaient effectuées le neuvième jour pour avoir des symptômes bien nets (voir page 18).

II. - Progression et développement dans les différents tissus et organes

a) *Dans les axes et les tiges :*

L'examen au microscope de coupes effectuées à la hauteur de points d'infection nous a permis de constater une évolution semblable dans chacune de ces trois parties : axe hypocotyle, axe épicotyle et tiges (fig. 29).

Après que le champignon ait pénétré dans les cellules, l'hyphe s'étend aussi bien en profondeur que latéralement dans les cellules voisines, traversant leurs parois lorsqu'il entre en contact avec elles (fig. 30 a). Parfois l'hyphe, au contact d'une paroi cellulaire, se dilate, forme un bourrelet à partir duquel un petit filament se développe, traverse la paroi et, après son passage, l'hyphe reprend sa taille normale (fig. 30 b).

Les filaments mycéliens envahissent progressivement les tissus sous-épidermiques et finissent par provoquer une désorganisation des cellules. Celle-ci se traduit, à la surface des organes de la plante, tout d'abord par l'apparition de taches brunes, puis, par l'effondrement de leur partie centrale et, enfin, par la formation d'une sorte de **chancre**. Cette désorganisation des cellules rend très difficile les examens microscopiques de coupes effectuées à la hauteur des taches. Après cet effondrement, le mycélium se développe abondamment dans certaines cellules situées sous l'épiderme et forme de petites masses ponctiformes, composés de filaments très cloisonnés et étroitement enchevêtrés : les **stromas**.

En se développant, ceux-ci vont déchirer l'épiderme. A la surface de ces stromas se forment alors des articles disposés en palissade : les **conidio-phores**. Ceux-ci sont semblables à ceux que nous avons obtenus sur le « milieu anthracnose ». A l'extrémité supérieure de ceux-ci naissent des conidies qui baignent dans un liquide visqueux rose saumon. Ceci se constate par l'apparition sur les chancres de nombreux petits points roses : les **acervules** ; ce sont les acervules de la partie centrale qui se forment les premiers (fig. 29).

Lorsque des conditions climatiques défavorables (temps sec et chaud) au développement du champignon se sont produites, de longs poils bruns, pointus, peu nombreux, parfois cloisonnés se forment, en général à la périphérie des stromas : les **soies**.

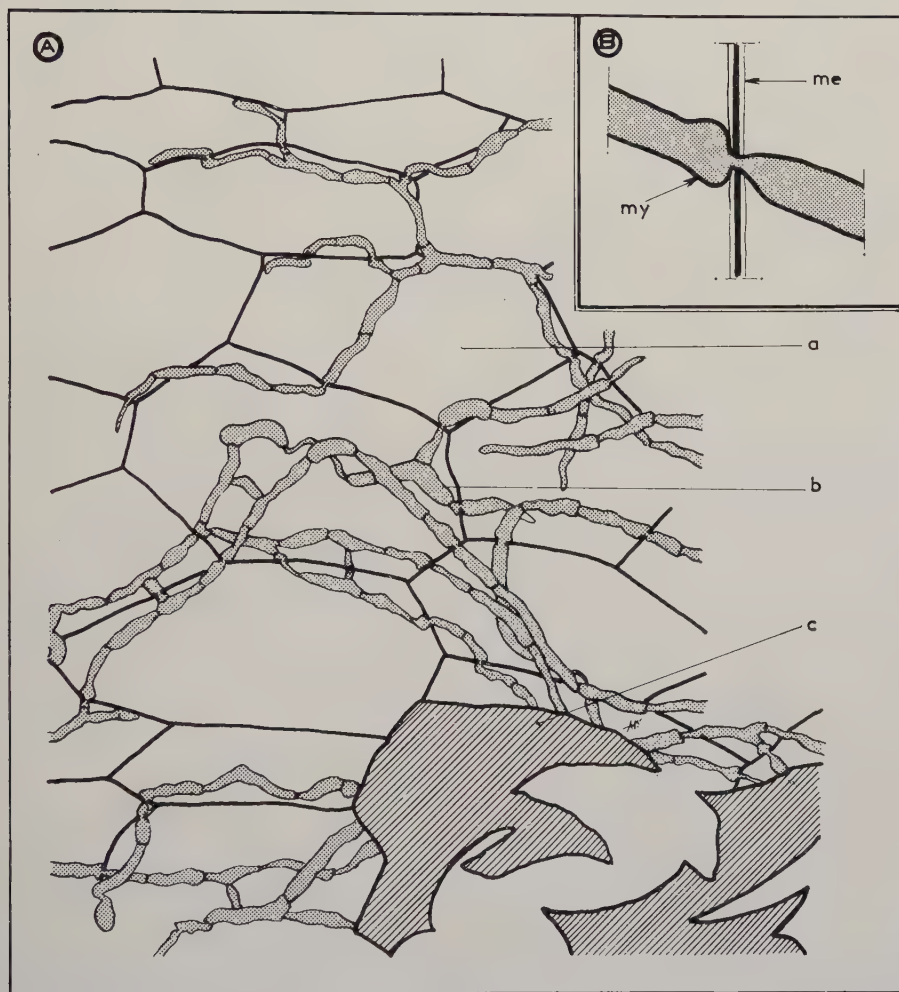


Figure 30. — A. — CROISSANCE DES FILAMENTS MYCELIENS DANS LES CELLULES DU PARENCHYME CORTICAL D'UN AXE HYPOCOTYLE.

a) Parenchyme cortical envahi par le mycélium, b) mycélium, c) Parenchyme cortical complètement désorganisé.

B. — PASSAGE DU MYCELIUM (my) AU TRAVERS UNE MEMBRANE (me).

Lors de ces infections, nous avons pu constater que les poils épidermiques recouvrant la tige et surtout l'axe épicotyle avaient une assez grande importance (surtout lors d'infections un peu tardives) en retenant les gouttelettes d'eau contenant des spores en suspension, car il se produit sur ces parties de très fortes attaques composées de nombreuses petites taches très proches les unes des autres alors que sur l'axe hypocotyle les taches sont moins nombreuses mais plus grandes, car elles peuvent s'étendre.

Mais si ces attaques sont très fortes, elles n'empêchent pas toujours le développement de parties situées au-dessus de ces taches. En serre, nous avons vu fréquemment des axes hypocotyles ou épicotyles, couverts de taches alors qu'au-dessus, la tige ne présentait aucun symptôme de la maladie et produisait normalement des tiges secondaires, des fleurs et des gousses saines. Ceci n'aurait pas pu s'observer en plein champ, les plantes atteintes se cassant sous l'action des pluies, du vent, du passage des hommes ou des animaux. Elles meurent alors sur le sol, créant ainsi un foyer d'infection pour les plantes voisines.

Nous avons observé parfois, au-dessous de taches se formant un peu au-dessus du sol, une réaction du végétal qui produit alors un **bourrelet** à partir duquel de nombreuses **racines** se forment (fig. 31), au début sur quatre lignes parallèles à l'axe de la plante.

Le développement du mycélium semble généralement s'arrêter lorsque celui-ci atteint les tissus entourant le cylindre central : l'**endoderme** et le **péricycle**, mais dans le cas d'attaques importantes dues à la présence prolongée d'une humidité élevée, nous avons observé l'existence de filaments mycéliens traversant les faisceaux libéro-ligneux généralement sans se ramifier. Ces filaments désorganisent ensuite les cellules du cylindre central et on note alors un dessèchement complet des organes de la plante situés au-dessus de cette partie.

b) *Dans les feuilles :*

Les attaques sur les feuilles se produisent à plusieurs endroits : sur le pétiole, les nervures ou le limbe.

Lors de l'apparition des taches sur le pétiole, nous constatons l'importance du rôle du sillon, situé à la partie supérieure du pétiole. Les taches sont en effet beaucoup plus nombreuses à proximité du sillon en raison de la faculté qu'a celui-ci de retenir l'eau dans laquelle peuvent se trouver des spores en suspension. Sa structure morphologique interne (fig. 6) étant assez semblable à celles des axes et de la tige, l'envahissement des cellules de l'épiderme et du parenchyme cortical par le mycélium provoque la désorganisation des tissus. Ceux-ci, ne pouvant plus supporter le poids de la feuille, se déchirent, provoquant son dessèchement. Le mycélium, comme dans le cas précédent, est sinueux, présentant d'assez fortes variations de diamètre lors du passage d'une cellule dans une autre : il mesure 1 à 2 μ pendant la traversée des parois et 3 à 5 μ à l'intérieur des cellules.

Mais les attaques les plus fréquentes et les plus caractéristiques appa-

raissant sur la **face inférieure** des feuilles et en particulier sur les **nervures**, celles se produisant sur le limbe étant plus rares (fig. 31). La **structure en relief** des nervures, recouvertes d'un épiderme produisant beaucoup de poils, joue un grand rôle lors des pluies. L'eau, en rebondissant sur le sol, entraîne des spores se trouvant sur des morceaux de plantes, et est retenue par les poils recouvrant les nervures tandis que l'épiderme du limbe ne possédant que très peu de poils ne retiendra que peu de gouttelettes. Cette partie saillante de la nervure, composée d'un parenchyme chlorophyllien irrégulier, sera facilement désorganisée par le champignon et c'est alors que nous noterons la disparition de la **partie saillante** par suite de l'effondrement des cellules qui la composent.

Sur le limbe, les taches s'étendent rapidement : le champignon, désorganisant facilement le tissu lacuneux se trouvant au-dessus de l'épiderme inférieur, provoque le dessèchement du limbe. Les filaments mycéliens se développent dans les cellules et les lacunes de ce tissu, mais par suite du dessèchement très rapide des tissus dû à leur faible épaisseur, on observe très rarement la formation des stromas et des acervules. La face supérieure de la feuille, bien que portant de nombreux poils, est moins souvent attaquée que la face inférieure. Ceci peut s'expliquer par le fait qu'elle est recouverte par une cuticule beaucoup plus épaisse que la face inférieure et que, étant exposée au soleil, elle ne conserve pas l'humidité nécessaire à la germination des spores ou à la pénétration de l'hyphe d'infection lorsque les spores ont pu germer.

Lors de toutes ces attaques nous avons pu voir que généralement les parties situées au-dessus d'une partie infectée ne meurent pas.

c) Dans la gousse :

Les coupes effectuées dans des gousses malades, nous ont permis de constater que c'était sur cette partie que les dommages étaient les plus importants. Ceci s'explique par le fait que le **péricarpe** est composé presque exclusivement par des tissus épidermiques et parenchymateux (fig. 6).

Nous avons observé plusieurs formes d'attaques sur ces gousses :

1) le champignon a attaqué la gousse, mais rapidement une période sèche est intervenue et a arrêté son développement. Une petite tache brune est apparue, fréquemment sans effondrement de la partie centrale ni sporulation. A l'intérieur des tissus on observe que les filaments mycéliens n'ont envahi que quelques cellules sans les désorganiser entièrement ;

2) le champignon, favorisé par les conditions climatiques, se propage dans les tissus du **mésocarpe** et atteint l'**endocarpe** qui borde la cavité centrale. Comme sur les axes et les tiges, les filaments en se multipliant abondamment à la partie centrale des taches provoquent un effondrement assez important dû à la structure du péricarpe. A la surface de ces « chancres » se forment des petits stromas qui portent les conidiophores et les conidies. A ce stade, le champignon peut, s'il se trouve au-dessus d'une graine en formation, commencer à envahir les téguments. Dans le cas

d'attaques très fortes, la partie désorganisée étant assez étendue peut provoquer une cassure de la gousse sous l'action d'un choc. Le mycélium du champignon est semblable à celui que nous avons décrit dans les cas précédents ;

3) le champignon a pénétré sur la ligne de suture de la cosse au-dessus des **placentas** et a pénétré à l'intérieur des tissus provoquant en général l'avortement de la graine se trouvant au-dessous du point d'attaque (ceci dans le cas d'attaques précoces). Ces attaques se produisent toujours sur l'un des bords et le champignon ne se propage jamais sur l'autre **bord carpellaire**. Lors des attaques se produisant le long de la ligne de suture ventrale, le champignon s'étend indifféremment sur les bords. Les études effectuées sur des gousses « à parchemin » ne nous ont pas permis de voir des différences par rapport aux gousses des haricots Mangetout. Lorsque la gousse se dessèche, le développement du champignon est arrêté, mais celui-ci n'est pas détruit et si la gousse est mise dans un endroit humide, il reprendra son activité en sporulant abondamment en surface.

Dans le cas d'attaques très précoces, les jeunes gousses envahies par les filaments mycéliens du parasite avortent et tombent sur le sol.

II. - Capacité de survie

Si à une période humide, qui favorise une expansion rapide du parasite en champ, succède une période chaude et sèche, défavorable au parasite, nous notons un arrêt de l'extension de la superficie des taches ainsi que de l'augmentation de leur nombre, tandis que les plantes continuent à se développer. Cependant le parasite se trouvant dans les tissus ou à leur surface n'est pas détruit, que ce soit sous ses formes mycéliennes ou conidiennes.

Les filaments mycéliens se trouvant dans les tissus demeurent dans les cellules et ne reprendront leur activité et leur multiplication que lorsqu'une nouvelle période humide surviendra. A ce moment, ils envahiront les cellules voisines et l'on notera à la surface du végétal, une extension des taches existantes.

Parfois, lors de la première période humide, le champignon a pu produire des acervules, sur lesquels les conidies sont enfermées dans une substance mucilagineuse visqueuse. Sous l'action de la sécheresse, cette substance s'est durcie et va protéger les conidies pendant toute la période défavorable au champignon. Cependant, en présence d'eau cette substance redevient visqueuse et les spores sont entraînées par l'eau et peuvent aller contaminer les organes voisins tandis que, comme dans le cas précédent, les filaments mycéliens se trouvant dans les tissus de l'hôte reprennent leur progression dans ceux-ci.

Nous avons pu contrôler ce phénomène, en infectant dans des tubes de Roux contenant 3 à 5 ml d'eau, différentes parties de haricots préalablement stérilisées. Au bout de dix jours, nous avons observé une sporulation assez importante. Nous avons alors exposé ces essais à de brusques

variations de températures pour recréer les conditions pouvant se réaliser dans la nature (voir page 56). Nous les avons laissés ensuite se dessécher et nous les avons conservés pendant huit mois. Nous avons trouvé à la surface des morceaux de plante des petits points noirs mesurant 0,2 à 0,5 mm. de diamètre. Un examen au microscope de l'une de ces petites masses écrasées dans l'eau, nous a montré que nous étions en présence de spores enfermées dans la substance mucilagineuse durcie.

Nous avons constaté une semblable capacité de survie chez les filaments mycéliens se trouvant dans le péricarpe de gousses sèches. Plus d'un an après leur récolte, nous avons mis à tremper des morceaux de gousses portant des taches (sans sporulation à leur surface) dans de l'eau bouillie tiède pendant 20 minutes environ. Après plusieurs rinçages dans de l'eau stérile pour enlever les saprophytes pouvant se trouver à la surface des tissus, nous les avons déposés sur le milieu anthracnose. Au bout de quatre à cinq jours, des filaments mycéliens se sont développés d'abord sur les taches, puis sur le milieu et une dizaine de jours plus tard, la sporulation est apparue.

Nous verrons par ailleurs (voir page 107) l'importance de cette capacité de survie du Champignon.

C. Manifestations de la maladie

Les symptômes de l'Anthracnose apparaissent sur plusieurs parties de la plante attaquée ; nous examinerons successivement les différents cas pouvant être plus spécialement rencontrés :

I. - Symptômes sur graines

Les taches provoquées par l'Anthracnose sont facilement décelables sur les grains blancs ou de couleurs claires, mais le sont plus difficilement sur les grains marron, panachés ou de couleurs foncées où l'on peut les confondre assez fréquemment avec des lésions provoquées sur les téguments par d'autres champignons tels que : *Fusarium* sp., *Cephalothecium roseum* Cda., *Stemphylium botryosum* Wallr., ou par des bactéries : *Pseudomonas medicaginis* var. *phaseolica* (Burk.) Dowson et *Xanthomonas phaseoli* Smith et Dowson.

Les taches d'Anthracnose sont caractérisées, par rapport aux autres, par la **netteté de leur contour** et leur couleur brun foncé tandis que :

1) les **deux bactéries** provoquent des taches à contour moins nets de couleur rouge ou brun rouge, pouvant s'étendre à toute la graine et parfois aussi, de légers plissements des téguments avec un dessèchement de la graine ;

2) les *Fusarium* envahissent toute la graine et nous voyons une décoloration des téguments avec de **légers reflets rosés** en particulier dans la région du hile ;

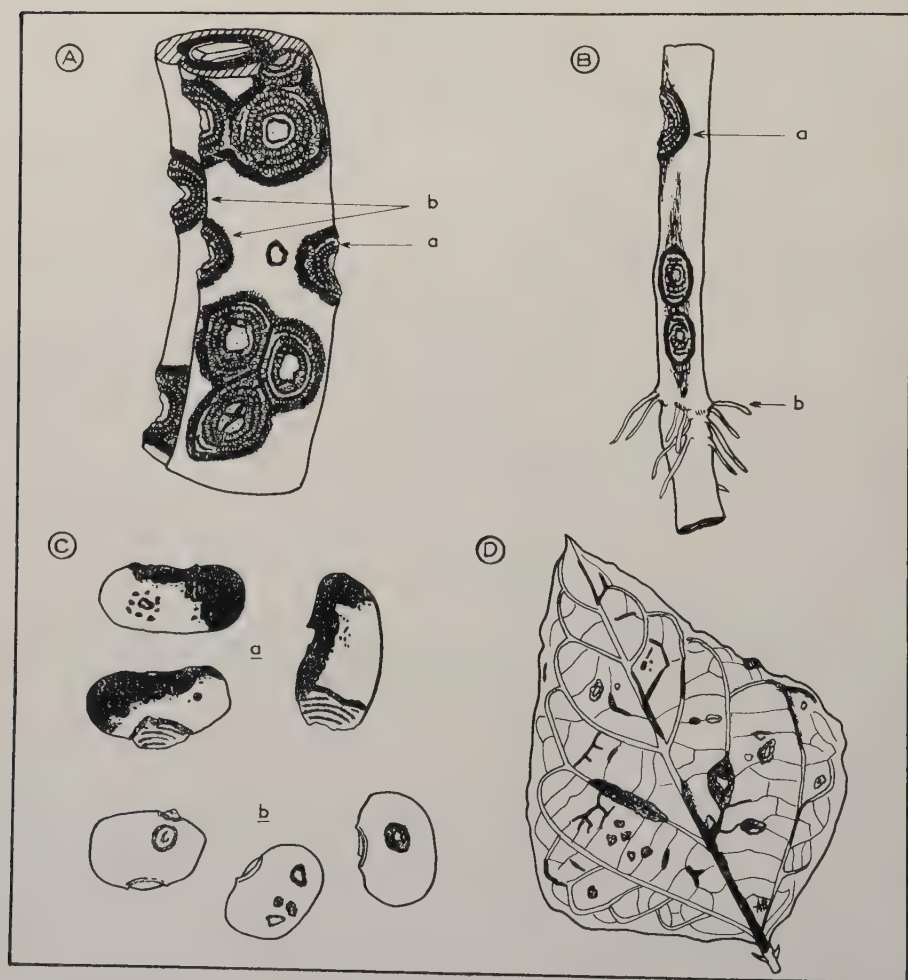


Figure 31. — SYMPTOMES D'ANTHRACNOSE.

- A - Sur gousse : a) attaque sur la nervure dorsale ; b) attaques de part et d'autre de la nervure ventrale.
- B - Sur axe hypocotyle : a) tache avec sporulation ; b) formation de racines adventives.
- C - Sur graines : a) variété Métis ; b) variété Princesse vert.
- D - Sur feuille.

3) le *Stemphylium* provoque des taches de couleur brun-vert avec une décoloration jaunâtre à leur périphérie. Ces taches peuvent, elles aussi, envahir toute la graine.

Dans ces trois cas, nous avons en général un point d'attaque qui finit par envahir toute la graine, tandis que ceci ne se produit pour ainsi dire jamais pour l'Anthracnose. Dans la plupart des cas, on note plusieurs taches à la surface des téguments, mais elles gardent leurs contours nets et ne se rejoignent pas (fig. 31 et 32).

Nous observerons les symptômes suivants :

1) de petites taches de un à deux millimètres de diamètre, brun-jaunâtre pour un début d'attaque, mais en général brun foncé ;

2) des taches de même dimension, mais dont la partie centrale est proéminente et de couleur rose-saumon, entourées d'un anneau brun foncé ; nous sommes en présence d'un stade avancé d'une infection dûe à des conditions climatiques favorables au champignon ;

3) des taches de trois à cinq millimètres de diamètre, brun foncé, avec de légers plissements à leur surface. Ces taches correspondent, soit au développement des premières, soit à une attaque plus prononcée ;

4) des taches de même dimension avec une partie centrale plus ou moins désorganisée, de couleur rose saumon ou grisâtre. Dans le cas d'attaques aussi prononcées, nous avons trouvé souvent, en même temps que l'Anthracnose, d'autres parasites qui ont profité de cette « porte ouverte » pour pénétrer dans la graine et y effectuer leur action désorganisatrice ;

5) enfin, très rarement, nous avons observé des petits points brun foncé ou noirs, séparés les uns des autres, disséminés sur toute la surface de la graine, et qui mesurent de 0,25 à 0,5 mm. de diamètre. Ceci a été observé deux fois sur des graines de *Flageolet Chevrier* et une fois sur *Roi des Massy* et *Gros plat tarbais*. Nous sommes là en présence d'un développement du champignon à la surface des téguments.

Parfois des graines à l'aspect sain présentent, au moment de la germination, des taches d'Anthracnose. Ceci provient du fait que le champignon, bien qu'ayant pénétré à l'intérieur de la graine, n'a pas eu le temps (à cause des conditions défavorables de chaleur ou d'humidité ou de l'arrachage de la plante) de désorganiser suffisamment les tissus pour faire apparaître les taches à la surface des téguments. Seuls les essais de germination permettent de détecter de telles graines.

II. - Symptômes sur la plantule

Les attaques sur plantules proviennent en majorité de semences infectées. Lors de la germination de la graine (qui réclame chaleur et humidité) le champignon, qui avait suspendu son activité pendant la conservation et le stockage, la reprend et continue sa pénétration à l'intérieur



Figure 32. — SYMPTOMES D'ANTHRACNOSE SUR GRAINS :
A) Sur variété Princesse vert ; B) Sur variété Métis.

et traverse ainsi tout le cotylédon. A ce moment nous pouvons avoir plusieurs cas :

1) le champignon a touché l'embryon (fig. 35) avant que le tégument se déchire et dans ce cas on note à sa surface des petites taches brunes. Au moment de la germination de la graine, les jeunes feuilles meurent et la graine est envahie par d'autres parasites ;

2) le champignon a touché l'embryon mais, ici, le tégument a pu se déchirer. Nous notons un brunissement des préfeuilles qui finissent par se dessécher en même temps que les cotylédons, mais cette plantule, si les conditions climatiques sont favorables à la plante, peut donner malgré tout une plante saine. Dans le cas contraire, le champignon atteint le bourgeon terminal et la plante meurt ;

3) le champignon n'a pas touché l'embryon, mais s'est développé sur le cotylédon et a réussi à passer sur l'axe hypocotyle. Nous observons la formation de petites taches brunes légèrement ovales qui vont s'élargir. Au bout de quatre à cinq jours, leur partie centrale s'effondre et laisse apparaître des masses ponctiformes rose-saumon sur lesquelles se trouvent les spores.

4) les cotylédons malades se dessèchent et tombent sur le sol sans avoir infecté la plantule, mais ils restent un foyer de contamination pour la culture se trouvant sur le terrain. Lors de ces observations, nous avons constaté que les cotylédons malades se desséchaient moins rapidement que les cotylédons sains.

III. - Symptômes sur les axes et les tiges

Les attaques se présentent sous forme de petites taches brun foncé, devenant grisâtres, qui vont en s'élargissant. Les plus grandes font cinq à six millimètres de diamètre. Elles sont légèrement plus grandes dans le sens de l'axe de la plante et, au bout de quatre à cinq jours, leur partie centrale s'effondre et laisse apparaître des masses rose-saumon ou brun-rose (fig. 31).

Nous avons observé assez fréquemment des prolongements linéaires, de part et d'autre des taches, s'étendant sur 2 à 3 cm. et sensiblement parallèles à l'axe des plantes. On les rencontre souvent le long des côtes qui recouvrent la tige. Dans le cas d'attaques très fortes, les taches, étant très proches les unes des autres, finissent par désorganiser tous les tissus superficiels et toute la partie malade devient brune. Au bout de quelques jours, de nombreux points roses apparaissent et finissent par recouvrir toute la partie malade. Il arrive cependant que certaines plantes ainsi atteintes continuent à se développer mais, en général, la partie malade finit par se dessécher entraînant la mort de la plante.

IV. - Symptômes sur les feuilles

Il y a trois parties bien distinctes qui peuvent être touchées et nous observons :

1) *sur le pétiole* : les attaques se produisent surtout dans le sillon situé à sa partie supérieure. Les taches s'étendent à l'intérieur et, par suite de la destruction des tissus de soutien, le pétiole se plie et provoque le dessèchement de la feuille tout entière qui finit par se détacher.

2) *sur les nervures* : ce sont les attaques les plus caractéristiques et les plus fréquentes (fig. 33). Nous avons constaté que les attaques étaient beaucoup plus nombreuses sur la face inférieure de la feuille. Ceci s'explique par la structure des nervures et aussi par le fait que l'humidité reste plus longtemps en dessous des feuilles que sur le dessus, favorisant ainsi le développement du champignon. Les nervures atteintes deviennent brun foncé ou noires et leur partie saillante est détruite. Il arrive qu'à ce moment une infection du limbe se développe de part et d'autre de la nervure.

3) *sur le limbe* : ce sont des taches, d'abord isolées, qui apparaissent un peu partout, aussi bien au voisinage des stomates, des poils épidermiques qu'au milieu du limbe (fig. 33). Ces taches s'étendent et finissent par provoquer le dessèchement de la feuille comme dans le cas d'attaques sur les nervures. Quelquefois, la partie centrale des taches se dessèche et tombe.

V. - Symptômes sur la gousse

C'est une des attaques les plus importantes puisqu'elle détruit les deux sortes de production : filets et grains. Les taches apparaissent de la même façon que sur les axes et les tiges.

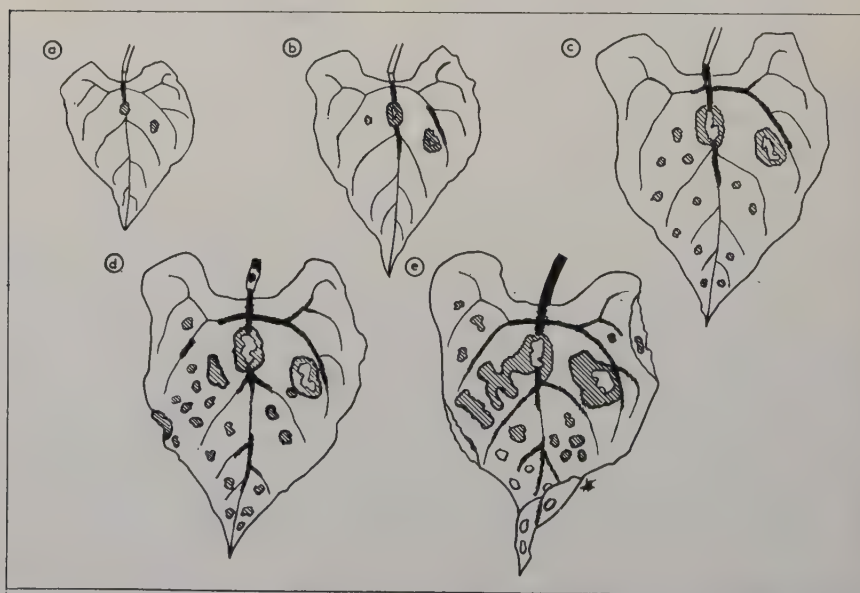


Figure 33. — ÉVOLUTION DE L'ANTHRACNOSE SUR PRÉFEUILLE (Essais en serres).
a) le 26 Mars; b) le 2 Avril; c) le 11 Avril; d) le 18 Avril; e) le 27 Avril.

Au début, les taches ont un à deux millimètres de diamètre et sont brun foncé, entourées d'une marge légèrement saillante brun rouge. En s'agrandissant, leur partie centrale va s'effondrer. Sur les gousses, cet effondrement est beaucoup plus prononcé que les autres parties vues précédemment, car nous sommes en présence de tissus qui sont facilement désorganisés par ce champignon. Sur la partie centrale, nous verrons apparaître de petites masses roses. Ces masses sont bien séparées les unes des autres et celles de la partie centrale sont plus grosses que celles de la périphérie. Les acervules observés sur les gousses fraîches (fig. 34 B) ont une taille à peu près identique à ceux que nous obtenons en cultivant le champignon sur « milieu anthracnose », alors que ceux obtenus sur les autres parties de la plante sont beaucoup plus petits.

Sur les gousses sèches (fig. 34 A), la tache est légèrement en relief et entourée d'un anneau brun foncé, sa partie centrale étant rosée ou grisâtre. On constate parfois que cette partie se dessèche et qu'en tombant elle laisse apparaître les attaques qui se sont produites sur les graines.

VI. - Symptômes sur les racines

Il est très rare de trouver des racines infectées sur des plantes provenant de cultures en pleine terre et nous n'en avons jamais observé jusqu'à présent. De même, nous n'avons jamais constaté d'attaques en dessous du niveau du sol après le buttage.

Néanmoins, lorsque nous avons fait germer des graines sur milieu artificiel, nous avons pu voir des petites taches brunes qui parviennent à détruire l'écorce de la racine. Si cette tache se produit à l'extrémité de la racine, celle-ci ne s'allonge plus.

Dans des essais réalisés en serre, nous avons pu obtenir des taches d'Anthracnose en dessous du niveau du sol. Pour cela nous avons contaminé le sable de plusieurs terrines par arrosage avec une suspension de spores, 48 heures avant de repiquer de jeunes plantules saines, assez profondément pour se retrouver dans les conditions de culture (après buttage). Nous avons mis ensuite ces terrines dans un bac contenant un peu d'eau afin que le sable soit toujours humide et nous avons recouvert le tout d'une cage en plastique pendant quatre jours pour permettre un développement rapide du champignon. Une dizaine de jours après l'enlèvement des cages, nous avons procédé à l'examen des différentes parties infectées. Les taches se trouvent soit sur la partie souterraine de l'axe hypocotyle et sont brunes, rondes avec une légère dépression au centre, soit sur les racines où elles sont moins nettes : la partie malade étant d'un diamètre assez faible, l'attaque se fait en général sur toute la surface de celle-ci et nous avons noté un ralentissement de la croissance des racines atteintes. Ces racines malades présentent des parties brunes, celles-ci ne sont pas aussi caractéristiques que les taches se développant sur les autres parties de la plante.

Dans le cas d'attaques assez fortes, nous avons observé une réaction de la plante au dessous, mais parfois aussi au dessus, de l'attaque souter-

raïne, réaction qui est caractérisée par la production importante de racines adventives qui vont permettre à la plante de puiser sa nourriture dans le sol en remplacement des racines détruites. Ces racines adventives sont disposées au début, suivant quatre rangs bien distincts et ensuite selon un nombre plus élevé qui correspondra au nombre de faisceaux libéro-ligneux de l'axe hypocotyle (fig. 31).

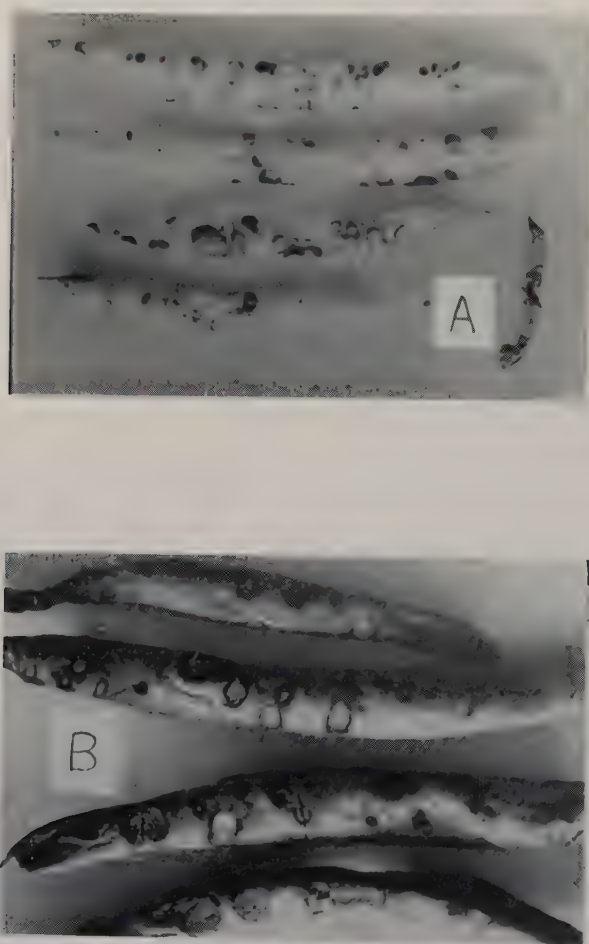


Figure 34. — SYMPTOMES D'ANTHRACNOSE SUR GOUSSES.

- A) Gousses sèches de la variété Roi des Massy.
En bas à droite, jeune gousse avortée par une attaque précoce.
- B) Gousses fraîches de la variété Michelet longue cosse avec présence de nombreux acervules sur les taches.

D. Période de repos : conservation dans la graine

La présence des taches brunes à la surface des téguments de la graine indique la pénétration du champignon qui a commencé son action désorganisée. Il arrive cependant que le champignon pénètre dans la graine, mais que son développement soit aussitôt arrêté par des conditions climatiques défavorables survenant alors. La graine ne présente aucun symptôme extérieur, mais le mycélium est néanmoins présent et, en soulevant les téguments, on peut observer un léger brunissement à la surface des cotylédons. On le trouve fréquemment dans les téguments, mais son activité est beaucoup plus forte dans les cotylédons qui sont composés de cellules inactives contenant les réserves et qui n'opposent qu'une faible résistance à la pénétration du champignon.

Le champignon, comme dans les cas précédents, peut sporuler à la surface de la graine, mais ici la sporulation aura lieu sur une **tache en relief** et non en creux. Certains auteurs ont trouvé des spores entre les deux cotylédons, mais pour notre part, nous n'en avons jamais observé à cet endroit.

Au cours de la conservation (lorsque celle-ci est effectuée dans des conditions normales de température et d'humidité) le champignon n'évolue pas et il reste à l'état de « *dormance* » dans les tissus qu'il a envahis. Ici le mycélium est à peu près cylindrique (sans grosses variations de diamètre 3 à 5 μ) par le fait du peu de résistance offerte par les cellules des cotylédons à sa pénétration.

E. Transmission : infection de la plantule

I. - A partir du champignon se trouvant dans la graine

Elle s'effectue dans la plupart des cas à partir du champignon qui a hiverné dans la graine. Lors de la germination, l'apport d'eau et la température favorisent en même temps le développement du champignon qui reprend son activité et pénètre plus profondément dans la graine, pouvant traverser tout le cotylédon et atteindre l'embryon (fig. 35).

S'il ne touche que la **gemmule**, la graine arrive parfois à se développer, mais lorsqu'il atteint la radicule ou la tigelle, la germination ne se fait pas et la graine est alors envahie par des parasites du sol. Dans d'autres cas, il n'a pas eu le temps de traverser les cotylédons avant leur ouverture et lorsque ceux-ci s'ouvrent, il va arriver à leur surface interne et commencer alors à sporuler. Ses spores pourront aller contaminer la plantule et les plantules voisines. Nous n'avons jamais observé le passage du mycélium se trouvant sur le cotylédon dans les tissus épidermiques des axes hypocotyle et épicotyle de la jeune plante.

Lors de la germination, une sporulation importante apparaît à la surface des cotylédons et des téguments de graines malades si, à ce moment,

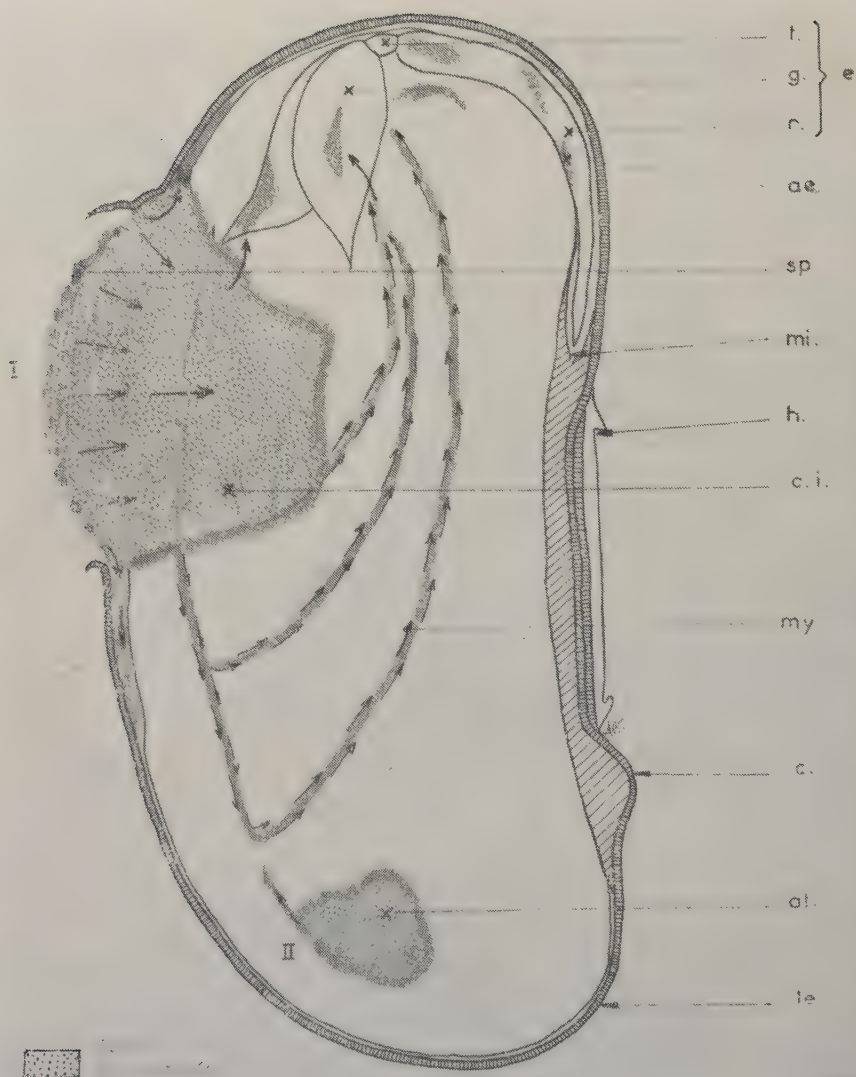


Figure 35. — COUPE D'UN GRAIN ATTAQUÉ PAR LE *C. LINDEMUTHIANUM*
(Sacc. et Magn.) Bri. et Cav.

Vue de la face interne d'un cotylédon

t : tigelle — g : gemme — r : radicule — e : embryon — ae : attaque sur embryon — sp : sporulation à la surface de la partie désorganisée — mi : microphyle — h : hile — c.i. : partie de cotylédon désorganisée par le mycélium provenant du point d'infection (I) — my : mycélium évoluant sur la face interne du cotylédon — c : cal — at : cotylédon désorganisé par les filaments provenant d'un point d'infection II et ayant traversé tout le cotylédon — te : tégument.

—> sens de pénétration et de développement du parasite dans et à la surface des cotylédons.
 ■■■■■■ tissus désorganisés.

le temps est humide. Ces cotylédons et ces téguments constituent un foyer important de contamination en tombant sur le sol.

II. - A partir du champignon se trouvant dans le sol

Cette conservation du champignon dans le sol est très contestée par les différents auteurs. Certains considèrent que le sol ne joue pratiquement aucun rôle dans l'hibernation de l'Anthracnose et que les graines contaminées sont suffisamment nombreuses pour expliquer l'apparition des foyers (65). D'autres cependant considèrent que le champignon peut se conserver pendant deux ans dans le sol mais qu'il disparaît au-delà de cette limite (2), (4 a), (22), (61).

Bien que n'ayant pas effectué de recherches sur ce sujet, les différents essais que nous avons réalisés en serre et au laboratoire et qui nous ont montré que ce champignon était capable d'une part, de se développer sur les débris de plantes se trouvant sur le sol (en particulier les feuilles en cours de culture) et d'autre part de survivre dans les tissus secs soit sous sa forme conidienne, soit sous sa forme mycélienne (voir page 97), nous permettent d'envisager comme possible la conservation du champignon dans le sol. Nous pensons que la durée de cette conservation est liée aux conditions atmosphériques : au cours d'un hiver sec et froid, le champignon placé dans des conditions défavorables ne se développera pas et pourra alors survivre plus longtemps, tandis qu'en hiver doux et humide, il se développera sur les débris végétaux, les désorganisera et finira par disparaître plus rapidement.

F. Dispersion de la maladie

Nous venons de voir que le parasite se propageait d'une année sur l'autre de deux façons : par le semis de graines infectées et par la conservation du champignon dans le sol. Ces deux « formes de conservation » constituent dans une culture nouvelle des **foyers d'infection primaire**.

Si le temps est sec, aucun développement du champignon ne se manifeste, mais celui-ci est néanmoins présent soit sur les cotylédons des jeunes plantules soit sur les débris végétaux d'une précédente récolte enfouis dans le sol. Lorsque le temps devient doux et humide, le champignon se trouvant sur les jeunes plantules ou dans le sol reprend son activité et sporule abondamment. Lors d'une pluie, l'enveloppe mucilagineuse des spores est dissoute par l'humidité et celles-ci vont être entraînées par les gouttelettes d'eau. Ces gouttelettes en rebondissant sur le sol, vont entraîner des particules de terre ainsi que des spores contenues dans celles-ci, qui vont germer et constituer un nouveau foyer d'infection.

Cette dispersion des spores peut également être réalisée par temps humide par le passage dans la culture d'un animal ou du cultivateur.

Si l'humidité persiste, ces nouveaux foyers vont produire de nouvelles spores qui vont aller infecter les plantes voisines. On constate fréquemment

dans les cultures ce développement progressif des infections à partir d'une plante malade et cela surtout dans les régions où l'on trouve un vent dominant.

Si une tache sur une plantule n'entrave pas le développement de celle-ci en période sèche, en période humide elle constitue alors un foyer d'infection dangereux pour la plante elle-même et pour les plantes voisines.

Cette dispersion ne peut en aucun cas s'effectuer par le vent ou par suite de chocs, les spores étant bien fixées sur les conidiophores. Cependant, il est possible que le vent ou les chocs puissent entraîner non pas des spores mais des morceaux de plantes malades porteurs de spores qui constitueront de nouveaux foyers d'infection.

En résumé, nous avons donc, au cours de cette étude, trouvé plusieurs formes de « conservation » de ce champignon :

1) conservation du champignon dans la graine sous forme d'un mycélium qui hiberne pendant le stockage et ne reprend son activité qu'au moment de la germination.

2) conservation du champignon pendant une période défavorable à son développement dans les tissus de plantes continuant à croître.

3) conservation en cours de culture sur des morceaux de plantes malades tombés sur le sol et sur lesquelles le champignon, en période humide, sporule abondamment.

4) conservation du champignon pendant l'hiver (sur ou dans le sol), sur des morceaux de plantes desséchés, sous la forme soit de mycélium soit d'acervules dont les spores sont enfermées dans une masse solide qui ne les libérera qu'en présence d'eau.

CHAPITRE II

SENSIBILITE ET RESISTANCE DE L'HOTE

Au cours d'infections réalisées à l'aide d'un isolement de *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. sur plusieurs variétés de l'hôte, nous avons pu constater que certaines d'entre elles avaient été entièrement détruites par le champignon alors que d'autres avaient résisté à l'infection.

Nous avons alors étudié les réactions d'un grand nombre de haricots, français et étrangers, vis à vis de cet isolement du parasite.

Cette étude de la sensibilité et de la résistance variétales de l'hôte, nous a mené, sachant qu'il existait, non pas une seule race physiologique du parasite mais un grand nombre, à établir une grille de détermination dans laquelle nous avons incorporé les variétés dites « différentielles » permettant une rapide identification de ces races.

A. Sensibilité et résistance de plusieurs variétés vis-à-vis d'une seule souche du parasite

Pour cette étude nous avons utilisé un isolement effectué sur des graines de *Coco nain blanc* provenant de Versailles (Seine-et-Oise). Nous avons infecté 32 variétés, naines ou grimpantes, Mangetout ou à par-chemin.

Les résultats de ces infections ont été reportés dans le tableau XI.

L'examen de ce tableau nous permet de constater que certaines des variétés utilisées, telles : *Imuna*, *Kaboon*, *Phénix*, *Cabanais*, *Phénomène*, *Beurre Or du Rhin*, ont des réactions de résistance ou de sensibilité très nettes caractérisées par l'absence de symptômes ou par la destruction de la plante, alors que d'autres : *Canieu*, *Michelite* et *Marché de Genève*, ont présenté lors de la notation des symptômes très difficiles à évaluer par suite de la présence de taches très dispersées (note 2 ou 3) ne provoquant pas la mort de la plante et ne permettant pas de définir avec précision la réaction de la variété, alors que les réactions des variétés voisines infectées en même temps étaient vraiment nettes.

TABLEAU XI.

RÉSULTATS DE L'INFECTION DE 32 VARIÉTÉS A L'AIDE D'UNE SOUCHE ISOLÉE SUR COCO NAIN BLANC (fig. 2).

VARIÉTÉS	NOTES	VARIÉTÉS	NOTES
Mgt. à cosses violettes ..	5	Lingot jaune	4
Beurre Or du Rhin	5	U.S. Refugee	5
Princesse de Hollande ..	0	Tendergreen	4
Soissons gros blanc	0	Phénomène	0
Coco à la crème	4	Michelite	3
Kievit koekoek	0	Cabanaïs	5
Kievit cooten	5	Conserva	4
Canadian wonder	1	Favorit	5
Marché de Genève	2	Prélude	1
Blanc nain hâtif	0	Prédome	0
Gloire de Saumur	5	Phénix	5
Gloire de Deuil	1	Canieu	3
Princesse vert	1	Kaboon	0
Lyonnais clair	0	Imuna	0
Aiguille vert	1	Métis	4
Chevrier vert	ε	Bo 22	5

B. Historique de la découverte des races physiologiques

En 1892, HALSTED (25 a) réalise les premières infections artificielles avec le *C. lindemuthianum* et observe l'apparition des premiers symptômes 36 heures après la contamination. Ces résultats ont été confirmés par SCRIBNER (52).

Quelques années plus tard, BARRUS (4 a) constate que certaines variétés de Haricot sont sensibles à l'Anthracnose tandis que d'autres ne le sont pas. Ayant infecté plusieurs variétés avec différents isolements, il a pu déduire des résultats obtenus qu'il avait travaillé avec deux races physiologiques qu'il désigne comme *Alpha* et *Beta*. Dans ses recherches ultérieures sur dix isolements différents du champignon, il considéra qu'il était en présence d'une race *Alpha* et que les neuf autres correspondaient à *Beta*. En 1923, BURKHOLDER (10) trouva, dans l'Etat de New-York, une troisième race qui fut désignée comme *Gamma*. Au même moment, LEACH (32) annonçait, qu'après avoir infecté 14 variétés de Haricot avec des isolements effectués dans l'Etat de Minesota, il avait pu distinguer huit races différentes des trois déjà citées.

MULLER (39) trouva en Hollande quatre races différentes qu'il a pu distinguer des races isolées par BARRUS, BURKHOLDER et LEACH. C'est à partir de cette époque que les Allemands commencèrent des recherches très poussées sur ce sujet. Sous la direction de SCHAFFNIT (53) qui, en 1925 avec BÖNING, n'avait pu constater aucune « spécialisation physiologique » parmi

les isollements de plusieurs régions d'Allemagne, BUDDE (9) trouva, parmi 46 origines, cinq races différentes désignées par les lettres A à E et une race désignée par X. En 1932, PEUSER (42), poursuivant ses travaux, trouva parmi 74 isollements, sept nouvelles races désignées par les lettres G à N.

Beaucoup d'auteurs dans la publication de leurs résultats n'ont pas mentionné s'ils avaient travaillé avec des souches d'origine monospore ou bien directement à partir du champignon isolé sur une partie malade de plante. Ceci rend difficile la comparaison des résultats, ceux-ci pouvant parfois représenter les réactions des variétés à un mélange de souches ou à une souche pure.

Des recherches plus vastes sur la « spécialisation » du *C. lindemuthianum* ont été conduites par SCHREIBER (51). Il reçut de différents chercheurs 17 races, et isola lui-même parmi 35 origines de Suisse, France et Allemagne, 17 autres races. Toutes ces races désignées par des nombres de 1 à 34 furent testées sur 57 variétés de Haricot. Pour distinguer les 34 races, SCHREIBER mit au point une collection de 20 variétés et répartit les races en trois groupes A, B et C.

ANDRUS et WADE (3) ont isolé, en Caroline du Nord, une race qu'ils ont considéré comme *Delta*. Plus récemment, les recherches sur ce problème ont été beaucoup moins nombreuses.

En 1951, WILSON (62) a relaté la présence de deux races en Australie. En 1956, YERKES et ORTIZ (63) ont démontré la présence au Mexique de races *Beta* et d'une dizaine de nouvelles races MA 1 à MA 10 (Tableau XII).

Ces différents résultats montrent l'existence dans le monde d'environ cinquante races. Les tentatives de rassemblement de ces races en groupes ont conduit les auteurs à des résultats différents en raison de l'utilisation de variétés « hôtes différentiels » différentes ainsi que des variations de leur réaction vis à vis des isollements. Il est probable que si toutes ces recherches avaient été réalisées avec les mêmes hôtes différentiels, ce nombre serait différent et probablement moins élevé. Nous allons essayer, dans la présente étude, de déterminer avec précision les différentes races existant en France et de comparer leurs réactions à celles de races isolées dans les autres pays.

C. Choix des hôtes différentiels utilisés pour la détermination des races physiologiques

Afin de travailler avec un matériel homogène permettant une comparaison rapide de tous les résultats, nous avons utilisé, lors de tous nos essais, des cultures issues d'une seule spore uninucléée. Nous emploierons indifféremment les termes : isolement, race ou souche pour désigner ces cultures d'origine monospore du champignon.

La détermination des différentes races physiologiques du *C. lindemuthianum* s'effectue en comparant leurs réactions infectieuses vis à vis d'un

certain nombre de variétés de Haricot qui servent d'hôtes différentiels. Parmi celles-ci, certaines sont utilisées pour classer les isolements dans un nombre variable de groupes tandis que d'autres permettent de différencier les races à l'intérieur de chacun de ces groupes.

I. - Grilles de détermination permettant la classification des races en groupes

Pour effectuer cette classification, nous trouvons dans la littérature plusieurs **grilles** ou **clés de détermination** (Tableau XII). La première de celles-ci a été mise au point en trois étapes : BARRUS (4) caractérisant les groupes *Alpha* et *Beta*, BURKHOLDER (10) le groupe *Gamma* et WADE (3) le groupe *Delta*. D'autres grilles ont été successivement mises au point par HUBBELING (26 b), SCHREIBER et les Américains (51) d'une part et par les Mexicains d'autre part. Ces derniers, bien qu'ayant repris les trois variétés de la clé de SCHREIBER, ont été obligé de créer trois nouveaux groupes, certaines des races qu'ils avaient isolées présentant des réactions infectieuses nouvelles, vis à vis de ces hôtes-différentiels.

S'appuyant sur des travaux de HUBBELING (26 b) en Hollande et sur des recherches personnelles, BANNEROT, à Versailles, a mis au point une clé de détermination utilisant quatre variétés nouvelles qui sont *Imuna*, *Kaboön*, *Coco à la crème* et *Widusa*. Ces quatre variétés ont des réactions très nettes à l'infection, alors que des variétés comme *Michelite* ont des réactions très difficiles à évaluer (voir page 109) ce qui risque d'entraîner des erreurs dans la notation des infections.

Nous pouvons constater que le choix des variétés par les différents auteurs est rigoureusement arbitraire, chacun d'entre eux utilisant les variétés qu'il estime les plus aptes à la poursuite de ses recherches. Nous verrons par ailleurs (pages 120-125) que les races ne se répartissent pas de la même façon selon que l'on utilise une clé ou une autre, ce qui peut entraîner une confusion lorsque l'on veut comparer les résultats obtenus dans les différents pays.

II. - Hôtes permettant la différenciation des races à l'intérieur des groupes

Après avoir classé les nouveaux isolements dans les quatre groupes de la clé de BANNEROT, nous avons essayé de différencier les races qui peuvent s'y trouver.

BANNEROT, en considérant les recherches effectuées antérieurement dans le monde, a établi une liste de 16 variétés comprenant, outre les quatre de sa clé : *Perry marrow*, *Emerson 847*, *Kievit koekoek*, *Kievit cooten*, *Michelite Bo 22*, *Saxa*, *Contender*, *Anthracnose resistant 22*, *Canadian wonder*, *Princesse nain double de Hollande* et *Dark red kidney*.

C'est à partir de ce matériel que nous avons débuté nos recherches. Ayant déterminé, à partir de ces hôtes, un certain nombre d'isolements dans chaque groupe, nous les avons utilisés pour infecter de nombreuses variétés de Haricot cultivées en France. Nous avons constaté que des iso-

VARIÉTÉS		Imuna	Kaboon	Coco	Widusa	Michelle	Kievit Koe.	Canadian wonder	Aiguille vert	Solissons nain g.p.	Princesse du Calaisis	Flageolet à feuilles gaufrées	Favorit	Tender-green	Métis	Cabanais	Princesse vert	Predome	Gloire de Saumur	Prélude	Lingot jaune	Phénix	Gloire de Deuil
RACES D'ANTHRACOSE	$\overline{U} \begin{matrix} \nearrow \\ \searrow \end{matrix} \begin{matrix} K_3 \\ XY_2b \end{matrix} \dots$	0	5	0	0	1	0	0	0	5	5	3	0	0	1	3	0	3	0	2	3	4	3
	$\overline{U} \begin{matrix} \nearrow \\ \searrow \end{matrix} \begin{matrix} T_{3a} \\ Co_{37a} \\ Cw_{4a} \end{matrix} \dots$	0	4	0	0	0	0	2	0	5	5	0	5	5	5	4	3	0	5	3	3	5	
	$\overline{U} \begin{matrix} \nearrow \\ \searrow \end{matrix} \begin{matrix} T_{3a} \\ Co_{37a} \\ Cw_{4a} \end{matrix} \dots$	0	0	2	0	1	0	0	0	1	0	1	3	4	4	5	4	0	0	4	2	4	3
	$\overline{U} \begin{matrix} \nearrow \\ \searrow \end{matrix} \begin{matrix} T_{3a} \\ Co_{37a} \\ Cw_{4a} \end{matrix} \dots$	0	0	4	0	3	0	2	1	0	4	4	5	4	4	5	3	0	5	1	4	5	1
	$\overline{U} \begin{matrix} \nearrow \\ \searrow \end{matrix} \begin{matrix} T_{3a} \\ Co_{37a} \\ Cw_{4a} \end{matrix} \dots$	0	0	4	0	1	5	5	5	3	5	4	5	4	2.3	1	0	3	4	3	4	4	1

TABLEAU XIII (ci-dessus). — RECHERCHE DE NOUVEAUX HOTES DIFFÉRENTIELS EN 1959

AUTEURS	VARIÉTÉS HOTES DIFFÉRENTIELS	GROUPES			
		α	β	γ	δ
Bartus, Burkholder et Wade	Wells' Red Kidney	Résistant	R	Sensible	S
	White Imperial	R	R	S	S
	White Marrow	R	S	S	S
	Michigan Robust Pea bean	S	R	R	S
Schreiber, Hubbeling et les Américains	Emerson	R	R	R	S
	Perry Marrow	R	R	S	S
	Michelite	S	R	R	S
	Dark Red Kidney	R	S	S	S
Bannerot	Imuna	R	R	R	S
	Kaboon	R	R	S	R
	Coco à la crème	R	S	R	R
	Widusa	S	R	R	S

TABLEAU XII

HOTES DIFFÉRENTIELS UTILISÉS POUR LA DÉTERMINATION DES GROUPES

					GROUPE I						G. II	GROUPE III			
					Ma ₁	Ma ₂	Ma ₃	Ma ₄	Ma ₅	Ma ₆	Ma ₇	Ma ₈	Ma ₉	Ma ₁₀	
Yerkes et Ortiz	Michelite	S	R		R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	
	Dark Red Kidney	R	S		R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	
	Perry Marrow	R	R		R	R	R	R	R	S	S	S	S	S	
	Negro 150	S	R		S	R	R	R	R	R	S	R	S	S	
	Negro 152	S	R		S	S	S	R	R	R	S	S	S	S	
	Amarillo 155	S	R		R	R	R	S	R	R	R	R	R	R	
	Bayo 164	S	R		R	R	S	S	R	S	R	R	R	R	
	Canario 101	S	S		R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	

lements qui avaient présenté des réactions infectieuses identiques ou très peu différentes, avaient donné sur certaines de ces nouvelles variétés des caractères plus nets permettant de mieux les identifier (Tableau XIII).

Les essais de détermination de races effectués en 1961 portant sur deux infections, nous avons été conduit à établir deux listes de 20 hôtes différentiels comprenant, outre les 4 de la clé de BANNEROT, 24 autres variétés choisies parmi celles de la première liste et celles que nous avons déterminées. Afin de posséder une base de comparaison entre les deux essais, 12 variétés sont communes aux deux listes. Ces variétés sont : *Imuna*, *Kaboon*, *Coco à la crème*, *Widusa*, *Michelite*, *Canadian wonder* (C.W.), *Kievit koekoek* (K.K.), *Flageolet à feuilles gaufrées* (Flag. F.G.), *Cornell 49-242*, *Aiguille vert*, *Processor*, *Princesse nain double de Hollande* (P.D.H.). La première liste comprenait en outre : *Emerson 847*, *Saxa*, *La Victoire*, *Gloire de Saumur*, *Prélude*, *Prédome*, *Princesse du Calaisis* et *Métis*. La seconde liste a été complétée avec : *Mangetout le Cabanais* (Mgt le Cab.), *Bo 22*, *Kievit cooten* (K.C.), *Dark red kidney* (D.R.K.), *Perry marrow*, *Nordstern*, *Soissons nain hâtif* et *Furore*.

L'examen de ces deux listes nous permet de constater que :

a) nous avons conservé les quatre variétés de la clé des Américains afin de pouvoir comparer nos résultats à ceux obtenus par les auteurs l'utilisant ;

b) parmi les variétés de BANNEROT, deux d'entre elles ont été éliminées : *Anthracnose résistant 22* qui présentait les mêmes réactions que *Imuna* et *Emerson*, et *Contender* qui ne présentait aucune résistance vis à vis de ces races ;

c) d'autres variétés ne possédant aucun caractère de résistance (tout au moins pour les populations que nous avons utilisées, Tableau XIII) pourront également être éliminées et remplacées par des variétés possédant des « réactions différentielles » intéressantes.

d) le nombre de ces variétés n'est pas limitatif et leur choix est arbitraire.

Au cours de nos essais, nous avons trouvé six isolements qui ne possédaient aucune des réactions permettant de les classer dans un des quatre

TABLEAU XIV.
CLÉ DE DÉTERMINATION DES GROUPES.

VARIÉTÉS \ GROUPES ¹					
	ALPHA	BETA	GAMMA	DELTA	EPSILONN
<i>Imuna</i>	R	R	R	S	R
<i>Kaboon</i>	R	R	S	R	R
<i>Coco à la crème</i> .	R	S	R	R	R
<i>Widusa</i>	S	R	R	S	R

groupes déterminés par BANNEROT. Ils présentaient tous des résistances aux quatre races de la clé. Nous avons créé un groupe nouveau que nous avons appelé EPSILONN (Tableau XIV).

L'examen de ce tableau nous permet de constater qu'il est possible d'envisager l'existence d'autres groupes caractérisés par des réactions allant de la sensibilité à la résistance aux quatre variétés, en passant par les divers stades intermédiaires. En fait, ceux-ci n'ont pas été mis en évidence.

CHAPITRE III

ETUDE DES RACES PHYSIOLOGIQUES DU COLLETOTRICHUM

Le *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. possédant un grand nombre de races physiologiques, nous avons essayé de faire un recensement de toutes celles pouvant exister en France en 1960. Pour cette étude, la prospection a été effectuée de trois façons différentes :

- a) par des visites en culture et prélèvements d'échantillons (en vert ou en sec) présentant des symptômes de la maladie ;
- b) par des demandes d'échantillons de graines malades aux producteurs grainiers, aux conserveurs et aux organismes de triage et de stockage ;
- c) par des demandes d'isolements faites à des laboratoires contrôlant les semences.

Cette prospection nous a permis de rassembler 350 échantillons provenant de toutes les régions de France, à partir desquels nous avons obtenu, après avoir réalisé des isolements, 255 cultures de *Colletotrichum*, la différence étant due au fait que certains isolements ont donné d'autres champignons ayant un développement plus rapide que celui que nous recherchions.

Nous allons donc analyser les résultats qui nous ont permis de déterminer ces races et de les différencier. Après ceci, nous pourrions étudier la répartition géographique de celles-ci en France et en particulier dans le Val de Loire ainsi que les effets d'interaction entre races.

A. Tableau des différentes races isolées (récolte 1960)

Les résultats reportés par groupe dans un tableau (Tab. XV) nous ont permis de constater de nombreuses variations dans les réactions de certaines variétés vis-à-vis de certains isolements du parasite. Partant de ceci, nous avons pu mettre en évidence **24 races** qui diffèrent toutes les unes des autres.

Ces races se répartissent ainsi dans les cinq groupes :

4 races du groupe *Alpha* : A_1 à A_4 ;

9 races du groupe *Beta* : B_1 à B_9 ;

6 races du groupe *Gamma* : C_1 à C_6 ;

3 races du groupe *Delta* : D_1 à D_3 ;

2 races du groupe *Epsilon* : E_1 à E_2 .

A l'intérieur de chacun de ces groupes, certaines races présentent entre elles un grand nombre de différences dans leurs réactions vis-à-vis de

TABLEAU XV. — TABLEAU DES RACES ISOLÉES EN 1960 EN FRANCE

RACES	ORIGINE GÉOGRAPHIQUE													VARIÉTÉS DIFFÉRENTIELLES												
	A ₁	A ₂	A ₃	A ₄	B ₁	B ₂	B ₃	B ₄	B ₅	B ₆	B ₇	B ₈	B ₉	C ₁	C ₂	C ₃	C ₄	C ₅	C ₆	D ₁	D ₂	D ₃	E ₁	E ₂		
	Roi des Beurres (Allonnes)	Plat de Tarbes (St-Martin-de-Hinx)	Petit nain noir sans fil Vernie (Sarthe)	Plat de Tarbes (Hautes-Pyrénées)	Michelot L. C. (Poitou)	Coco nain blanc (Vendée)	Nain extra hâtif (Poitou)	Michelot L. C. Nantes (L.-A.)	Beurre doré (Thouars)	Rognon de Coq (Vendée)	Michelot L. C. (Dax)	Crochu d'Annecy (M.-et-L.)	Supermétis (Beaufort)	Dauphin Allonnes (M.-et-L.)	Coco de Prague Mâze (M.-et-L.)	Triomphe de Parcy (Carmaux)	Fin de Bagnols (Le Mans)	Fin de Bagnols (Vernie)	Coco de Prague (M.-et-L.)	Chevrier vert (Bonneval)	Rame de Charpey (Basses-Pyrénées)	Vilmorin vert (Ballleul - Nord)	Coco bicolore du Pape (S.-et-O.)	Rame Mgt à cosses violettes (Pau)		
Nombre d'isolements correspondant à ces réactions	1	13	1	19	2	2	2	4	1	75	1	1	4	1	3	8	3	2	4	5	2	65	1	5		
Total : 225																										
1 Imuna	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	5	4	5	0	0		
2 Kaboon	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	3	5	5	5	4	0	0	0	0	0		
3 Coco à la crème.	0	1	0	0	4	2.3	3	3	4	4	4	4	3	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0		
4 Widusa	2.3	4	4	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	4	4	0	0		
5 Michelite	4	5	5	5	3	1	3	0	5	3	5	3	4	0	0	0	2	1.2	3	4	3	5	5	5		
6 Canadian wonder	5	5	4	4	4	5	2.3	0	0	0	2.3	0	0	0	5	0	0	2.3	4	4	5	5	0	0		
7 Emerson	0	0	0	0	0	0	0.1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	3	5	0	0		
8 Kievit koekoek	0	0	3	0	0	5	0	0	0	0	2.3	0	0	0	5	0	0	0	1	3	1	0	0	0		
9 Saxa	4	5	5	4	4	4	4	5	4	5	5	5	4	5	3	4	3	4	5	4	5	5	3	4		

10 La Victoire	5	5	4	5	4	3	5	4	3	5	4	5	4	5	5	4	4	5	5	4	4	4	4	4
11 Flageolet à f. g.	4	4	3	4	0	—	0	—	0	0	0	0	2.3	5	4	4	4	4	4	4	3	0	4	4
12 Gloire de Saumur	3	4	5	4	4	4	5	4	4	4	5	4	5	4	4	4	4	4	4	5	4	5	4	5
13 Prélude	—	5	4	3	1	0	2	0	0	1	0	1	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
14 Prédome	—	5	4	3	1.2	2	1	0	0	4	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
15 Cornell	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
16 Aiguille vert ...	5	4	5	3	3	5	0	5	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	3	0.2	5	5
17 Princesse du Cal.	5	5	5	3	5	5	5	1.2	4	4	4	3	0	4	4	5	4	4	4	5	5	5	5	5
18 Métis	4	5	5	4	4	3	2.3	3	4	5	4	5	4	2.3	4	5	4	3	3	5	5	4	4	4
19 Processor	5	5	4	4	4	3	2.3	4	5	5	5	5	4	4	5	4	4	4	4	4	4	5	0	0
20 P. d. H.	3.4	1.2	4	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	4	1	2.3	0	0	0
21 Mgt le Cabanais	5	4	—	5	4	0	—	5	1	0	5	5	—	0	0/4	0	1	—	4	4	4	0.2	5	5
22 Bagnolais noir ..	4	5	5	5	4	5	4	4	4	4	5	4	5	4	5	4	5	4	5	5	5	4	4	4
23 Bo 19	5	4	—	5	0	4	0	0	0	0	0	0	—	0	ε	0	ε	0	5	4	5	3	5	5
24 Bo 22	0	0.1	0	0	4	4	5	5	5	5	5	0	4	4	4	4	4	4	0	0	2.3	0	0	0
25 Kievit Cooten ..	0	ε	0	0	5	4	5	4	5	5	5	0	4	4	5	4	5	4	0	0	0	0	0	0
26 Dark Red Kidney	5	5	—	0	5	4	4	5	5	5	5	5	4	5	4	4	4	4	4	4	5	5	0	0
27 Perry Marrow ..	5	5	—	0	0	ε	0	0	4	1.3	0	3	1	4	4	4	4	4	4	4	5	4	0	0
28 Great Northern .	5	4	—	5	3	1.2	5	5	3	3	0	3	3	0	0	ε	0	0	4	4	5	5	5	5
29 Févette des Mar.	2.3	1.2	—	0	5	5	—	4	0	0	2.3	3	—	0	0	—	0	—	2.3	5	5	4	0	4
30 Nordstern	5	5	—	5	0	4	1	0	0	0	3	4	—	5	ε	0	2.3	0.2	4	5	5	4	0	ε
31 Soissons nain hât.	0	5	—	5	—	0	—	0	0	0	—	0	0	0	0	0	0	—	0	3	4	3	0	5
32 Contender	4	4	5	4	5	4	3	4	4	4	4	5	4	5	4	5	5	5	5	4	4	5	4	4
33 Miranda	0	1	—	5	2.3	0	0	0.2	0	ε	2.3	3	—	0	ε	0	0	0	2	5	5	ε	5	5
34 Furore	0	1.2	—	5	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	4	0	0

nombreuses variétés : A_2 et A_4 , B_2 et B_6 , C_2 , C_4 et C_6 , E_1 et E_2 ; tandis que d'autres différences ne portent que sur un petit nombre de variétés, parfois sur une seule : A_1 et A_2 se différencient sur *Soissons nain hâtif*, C_1 et C_3 sur *Nordstern*, C_1 et C_4 sur *Flageolet à feuilles gaufrées*, *Phénomène* et *Soissons vert*, C_3 et C_4 sur *Flageolet à feuilles gaufrées*, *Nordstern*, *Soissons gros blanc* et *Saint Fiacre*, D_1 , D_2 , D_3 sur *Kievit koekoek*, *Coco rose et blanc*, *Bo 22* et *Princesse nain double de Hollande*. Si nous considérons les résultats reportés dans le tableau XX, nous constatons de nouvelles différences permettant de mieux séparer les races et de montrer ainsi l'importance du choix des hôtes différentiels.

Ces races représentant des isolements de diverses origines, il apparaîtrait comme vraisemblable que, si nous avions multiplié les infections en employant d'autres variétés que celles utilisées dans la collection test, nous aurions trouvé d'autres différences permettant d'identifier un plus grand nombre de races à l'intérieur de chaque groupe. Par exemple, à partir d'une race telle B_6 correspondant aux réactions de 75 isolements, il doit être possible de définir de nouvelles races, en infectant un nombre encore plus grand de variétés provenant de toutes les régions du globe. Cette division supplémentaire n'aurait cependant pas un très grand intérêt pratique, toutes ces races étant, quant à leurs réactions, très voisines les unes des autres.

Nous pouvons voir que les races du groupe *Delta* sont celles qui, par leurs réactions, sont les plus proches les unes des autres, mais aussi que ce sont celles qui attaquent le plus grand nombre de variétés de la collection que nous avons testée.

L'emploi des clés de détermination de SCHREIBER et des Mexicains (voir page 219) au lieu de celle de BANNEROT nous aurait conduit à créer de nouveaux groupes, ce qui nous aurait donné la répartition suivante des races (Tab. XVI).

TABLEAU XVI.

RÉPARTITION DES RACES ISOLÉES EN 1960.

A. — En utilisant la clé de détermination de SCHREIBER.

GROUPES VARIÉTÉS	ALPHA*	BETA*	GAMMA*	DELTA*	ZETA*	EPSILON*
Emerson	R	R	R	S	R	R
Perry Marrow ..	R	R	S	S	S	R
Michelite	S	R	R	S	S	S
DRK	R	S	S	S	S	S
RÉPARTITION DES RACES	A_4 E_2	B_2 B_4	$C_1 - C_2$ $C_3 - C_4$ C_5	D_1 D_2 D_3	$A_1 - A_2$ $B_5 - B_8$ $C_6 - E_1$	$B_1 - B_3$ $B_6 - B_7$ B_9

B. — En utilisant la clé de détermination des Mexicains.

	ALPHA*	BETA*	GAMMA*	GROUPE I	GROUPE II	GROUPE III	GROUPE IV
Perry Marrow ..	R	R	S	R	R	S	S
Michelite	S	R	R	R	S	R	S
D R K	R	S	S	R	S	R	S
	A ₄ - E ₂	B ₂ - B ₄	C ₁ - C ₂ C ₃ - C ₄ C ₅		B ₁ -B ₃ B ₆ -B ₇ B ₉		D ₁ -D ₂ D ₅ -A ₁ A ₂ -B ₃ B ₈ -C ₆ E ₁

En analysant les résultats du tableau XVI A, nous remarquons que, si un certain nombre de races sont restées dans le même groupe, une grande partie d'entre elles sont réunies dans les deux groupes supplémentaires *Epsilon** et *Zeta**. Nous avons doté ces groupes d'un astérisque afin d'éviter de les confondre avec les groupes cités précédemment.

Ce classement différent peut s'expliquer de deux façons :

- 1° soit par la présence de races nouvelles qui n'existaient pas à l'époque où la clé a été établie ;
- 2° soit par l'emploi de graines de variétés utilisées ne provenant pas de la même sélection et présentant, vis-à-vis des mêmes races, des réactions différentes.

La première hypothèse est plus plausible pour les races du groupe *Epsilon**, la différence se faisant sur trois variétés alors que celle du groupe *Zeta**, dans lequel on ne trouve que d'anciennes *Beta*, elle ne se produit que sur une seule (*Michelite*) dont nous avons déjà constaté la difficulté à évaluer les réactions.

Dans le tableau XVI B, nous remarquons que les réactions de nos races nous ont obligé à créer un nouveau groupe (groupe IV) et que cinq de nos races *Beta*, réparties dans le groupe *Beta** de SCHREIBER, correspondaient à des races d'un groupe déjà mis en évidence au Mexique.

B. Répartition géographique des races en France (Fig. 36)

Cette étude a été faite pour 225 isolements auxquels nous avons ajouté 30 isolements non déterminés sur la liste entière des hôtes différentiels. Nous aurons donc la répartition suivante :

1. *Race du groupe Alpha* : sur 44 (34 + 10) isolements effectués sur 24 variétés nous nous trouvons en présence de deux régions bien distinctes :
Sud-Ouest (Pau, Dax, Villeneuve-sur-Lot),
Val de Loire et Sarthe.

2. *Races du groupe Beta* : 93 (92 + 1) isollements effectués sur 68 variétés. C'est le groupe le plus répandu et nous l'avons trouvé dans toutes les régions que nous avons prospectées. Il se rencontre parfois sur une même graine ou dans un même champ, en même temps qu'une autre race de ce groupe ou d'un groupe différent (en général *Alpha* ou *Gamma*, mais très rarement *Delta*).
3. *Races du groupe Gamma* : les 37 (21 + 16) isollements effectués sur 18 variétés proviennent des régions suivantes :
 Val de Loire, Vendée et Sarthe,
 Sud-Ouest (Pau, Dax, Bordeaux),
 Centre (Cher et Creuse),
 Lyonnais (Loire et Rhône).
4. *Races du groupe Delta* : 75 isollements du parasite représentant 41 variétés de Haricot. Ce groupe, composé d'un nombre de races peu important, a été surtout mis en évidence dans toutes les régions où se cultivent les variétés telles : *Princesse nain double de Hollande*, *Princesse vert*, *Flageolet blanc* et surtout *Flageolet Chevrier vert* (c'est-à-dire les régions se trouvant au Nord de la Loire) et parfois *Triomphe de Farcy* et *Michelet longue cosse*.
5. *Races du groupe Epsilon* : 6 isollements qui proviennent du Sud-Ouest (4), du Bassin Parisien (1) et de la Sarthe (1).

Cette répartition apparaît beaucoup plus nettement si nous reportons les résultats sur des cartes séparées. Cette répartition pourrait permettre, dans le cas où l'on n'utiliserait que des graines saines, de semer des variétés dans les régions où les races auxquelles elles sont sensibles n'ont pas été recensées. Pour cela il faudrait effectuer une analyse encore plus précise en visitant, non plus comme nous l'avons fait, les principales régions de culture, mais toutes les régions. Cette analyse serait ensuite suivie d'un contrôle très sévère des semences avant leur commercialisation, ce qui est impossible dans l'état actuel des choses.

Nous n'avons là qu'une vue de la répartition des races pour 1960. Cette répartition est appelée à subir des modifications très importantes dans les années à venir car les **semences**, produites dans certaines régions et vendues dans d'autres, vont servir de **moyen important de propagation à ce champignon**, surtout à la suite des conditions climatiques des étés 1958, 1959 et 1960. Seule une législation très sévère pourrait permettre d'éviter la propagation du *Colletotrichum*, mais aucun texte n'existe dans ce sens.

C. Répartition géographique détaillée des races dans le Val de Loire

Le Val de Loire, par son climat doux, très ensoleillé l'été, ses sols d'alluvions faciles à travailler, riches, se réchauffant vite, offre à un très grand nombre de petits exploitants des terrains propices à la production

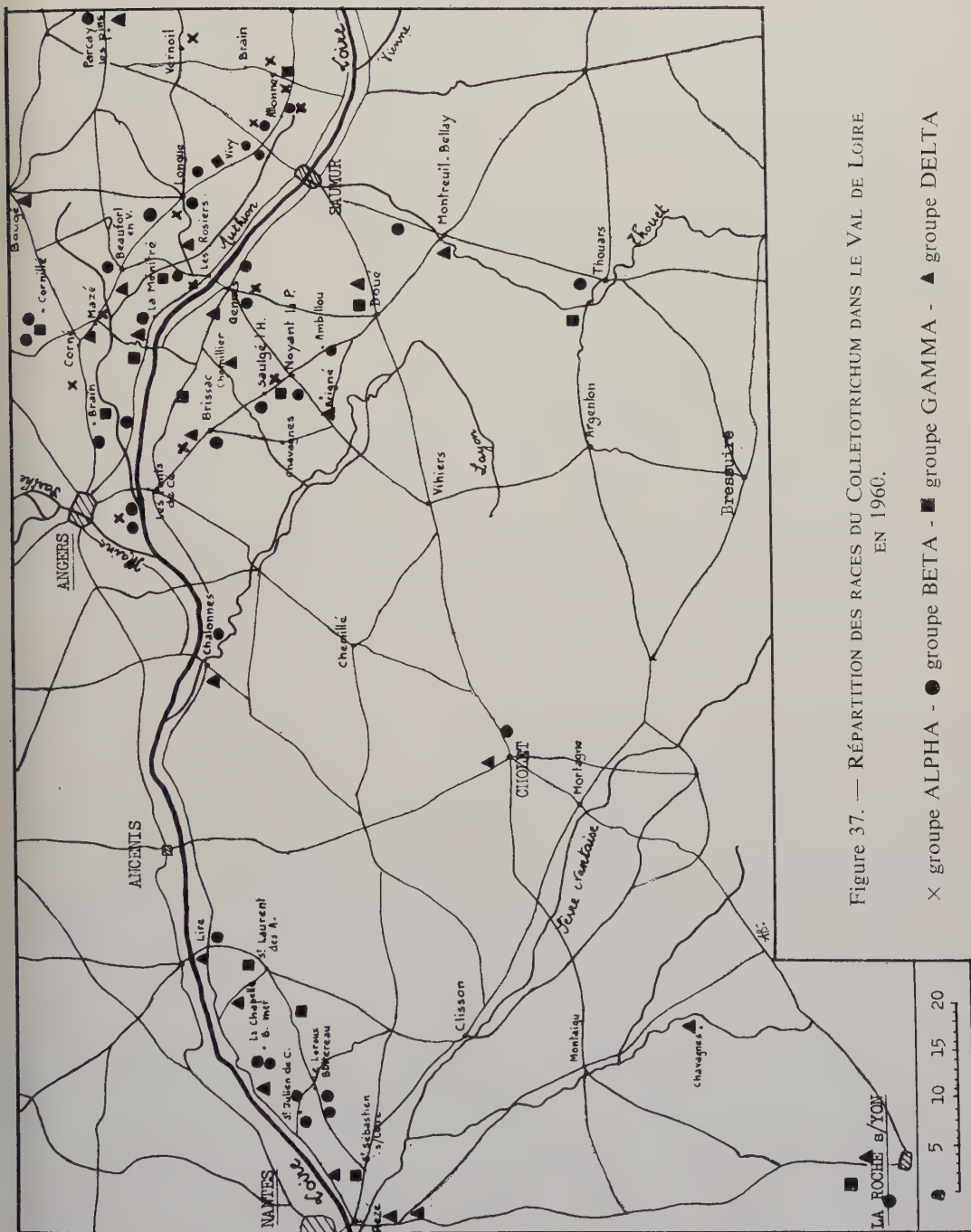


Figure 37. — RÉPARTITION DES RACES DU COLLETOTRICHUM DANS LE VAL DE LOIRE EN 1960.

x groupe ALPHA - ● groupe BETA - ■ groupe GAMMA - ▲ groupe DELTA

de primeurs et de haricots secs en même temps qu'à la production et à la multiplication de semences.

Sur 7 750 hectares consacrés à la multiplication des semences de Haricot en France en 1960, 4 750 hectares se trouvent en Anjou, c'est-à-dire presque les deux tiers des semences produites en France.

Devant cette triple orientation primeurs-haricots secs-semences, il nous a paru nécessaire d'effectuer un recensement précis de toutes les races se trouvant dans cette région, ce qui nous a permis de constater que quatre des cinq groupes étaient représentés, seul *Epsilon* n'ayant pas été isolé (fig. 37 et 38).

Les races se répartissent ainsi dans les différents groupes : 14 *Alpha*, 35 *Beta*, 15 *Gamma* et 10 *Delta*. Nous constatons que nous sommes en présence d'une région particulièrement « infectée » et ceci provient de ce que beaucoup de cultures de primeurs sont issues de graines provenant de récoltes précédentes, conservées dans des conditions plus ou moins défectueuses, non triées et non traitées avant le semis, et aussi de ce que les fanes des plantes malades sont utilisées dans le fumier où sont laissées sur le terrain, contaminant ainsi le sol (26), (46), (36 b et c). Le climat doux et humide de l'Anjou, tout en favorisant le développement des plantes, permet alors au champignon de se développer rapidement.

Les cultures de primeurs et de semences étant fréquemment imbriquées ou contigües, la contamination des unes par les autres en est grandement favorisée. Lorsque l'on sait que le *Colletotrichum* se transmet dans la plupart

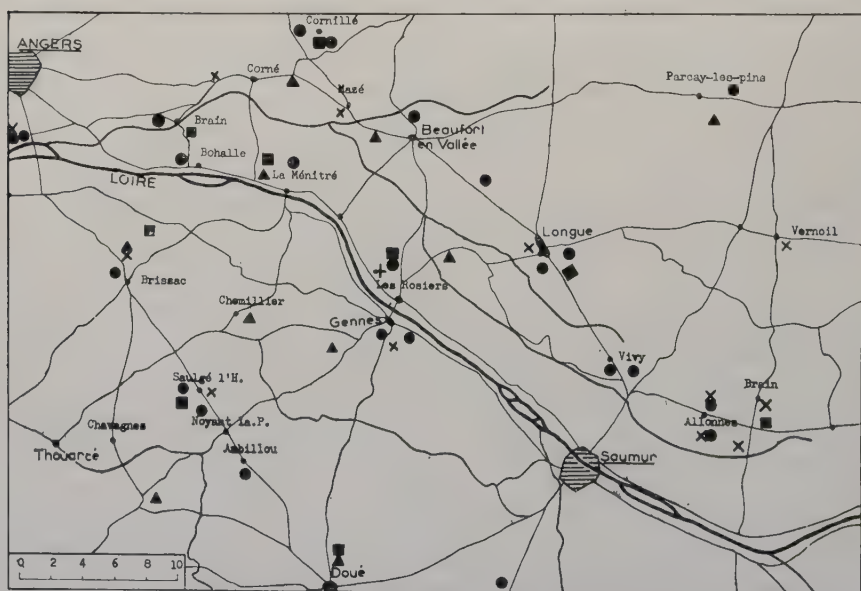


Figure 38. — RÉPARTITION DES RACES EN ANJOU EN 1960, PRINCIPALE RÉGION FRANÇAISE DE PRODUCTION DE SEMENCES DE HARICOTS.

× groupe alpha ● groupe bêta ■ groupe gamma ▲ groupe delta
 ×● Races isolées dans un même champ.

des cas par la semence et que celle-ci est répartie ensuite dans toute la France, nous voyons le grave problème qui se pose tant en ce qui concerne la **multiplication des semences** que la culture du haricot pour la **consommation**.

Nous pensons qu'il serait avant tout indispensable de séparer les cultures de haricot destinées à la semence de toutes les autres cultures de cette même plante et ceci avant même d'entreprendre la lutte à l'aide de traitements chimiques.

En résumé, le Val de Loire est tout d'abord, par les diverses orientations de sa production et, en particulier la multiplication des semences, un **lieu de centralisation** de la plupart des variétés de Haricot cultivées en France et, par là-même, de la majorité des races du *Colletotrichum*; ensuite, par son climat doux et humide et par l'importance du nombre de variétés cultivées, il devient un **lieu de multiplication et d'échange** de ces races et, enfin, par la commercialisation de sa production dans toute la France, il est également un **centre de dispersion** de cette maladie.

Cette dispersion peut permettre d'expliquer la très rapide extension de l'aire d'influence des races du groupe *Delta* dont l'origine semble être la Hollande et dont l'introduction en France semble assez récente. Il est possible qu'un phénomène semblable se produise avec les races du groupe *Epsilon*, bien que celles-ci attaquent un nombre plus réduit de variétés. La mise en évidence récente du groupe *Epsilon* et, vers 1950, du groupe *Delta*, nous permet d'envisager comme vraisemblable la seule présence des races des groupes *Alpha*, *Beta* et *Gamma* avant cette date.

D. Interaction entre races, infections par plusieurs races

Plusieurs essais ont été effectués en cultivant deux races dans un même tube et en les repiquant plusieurs fois avant de faire une infection en serre sur la collection de 20 variétés.

Nous avons reporté tous ces résultats dans un tableau (Tab. XVII) en mettant d'une part les réactions séparées des deux races et, d'autre part, les résultats de l'infection.

Le pouvoir infectieux d'un isolement pouvant être influencé par certains facteurs (plante-hôte, température, humidité, éclairage), nous ne tiendrons compte que des caractères : résistance et sensibilité. Ceux-ci sont représentés par les notes 0, 1, 2 pour le premier, et par celles de 3 à 5 pour le second (voir page 18). L'examen du tableau permet de montrer qu'il n'y a pas de croisement entre les races et que le résultat de l'attaque correspond à l'« activité infectieuse » des races utilisées, le **caractère sensible** étant **dominant**.

Nous pouvons constater qu'il n'y a que deux réactions qui ne concordent pas exactement : sur Prédome et sur Prélude ; mais ces variétés, comme Michelite, présentant des réactions très difficiles à évaluer, nous ne tiendrons pas compte de ces deux résultats.

TABLEAU XVII. — ESSAIS D'INTERACTION ENTRE RACES

RACES	VARIÉTÉS																			
	Imuna	Kaboon	Coco à la crème	Widusa	Michelite	Canadian wonder	Emerson	K. K.	La Victoire	Saxa	Flageolet à f. g.	Gloire de Saumur	Prédème	Prélude	Cornell	Aiguille vert	Princesse du Calaisis	Métis	Processor	Princesse de Hollande
B ₁	0	0	3	0	3	4	0	0	4	4	0	4	1.2	1	0	3	5	4	4	0
D ₃	5	0	0	4	5	5	5	0	5	5	3	5	5	5	0	3	5	5	4	2.3
B ₁ + D ₃	3	0	2.3	5	3	5	4	ε	5	4	4	3.4	3	5	0	4	4	5	4	
D ₃ + C ₃	5	4	0	4	5	5	4	0	5	4	4	5	3	5	0	5	4	5	5	3
C ₃	1	3	0	0	0	0	0	0	4	4	4	4	4	2	0	0	5	4	5	0
B ₂	0	0	2.3	0	1	5	0	5	5	4	—	4	2	—	0	5	5	3	4	0
C ₃ + B ₂	0	4	4	0	0	4	0	5	4	2.3	2.3	5	1	0	0	3	3	5	2.3	0
B ₂ + A ₄	0	0	3	4	3	4	0	4	5	4	4	4	2	ε	0	4	3	4	5	3
A ₄	0	0	0	5	5	4	0	0	5	4	4	3	3	3	0	3	3	5	4	4
C ₆	0	4	0	0	3	4	0	1	4	4	4	4	0	3	0	5	4	4	4	2
A ₄ + C ₆	0	3	0	3	4	3	0	0	5	3	3	2	1	3	0	4	5	5	5	3
C ₆ + E ₁	0	4	0	0	3	4	0	1.2	3	5	4	3	ε	5	0	4	2.3	4	5	2
E ₁	0	0.1	0	0	5	0	0	0	5	4	0	5	0	—	0	0	5	5	5	0
A ₄ + B ₂ + C ₆ + D ₃	5	4	5	5	4	4	5	5	4	5	3	5	5	4	0	4	5	5	5	3

Bien que deux cas puissent se produire lorsque l'on cultive deux races sur un même milieu : **anastomose** suivie ou non de barrages entre les filaments mycéliens anastomosés (voir page 63), les résultats sont toujours identiques, c'est-à-dire qu'il ne se produit aucun phénomène d'échange de noyaux entre les races mises en présence. Ceci s'explique par le fait que nous sommes en présence de deux souches issues de cultures monospores monocaryotiques.

Cependant, PONTECORVO (60) a montré que chez certains Fungi imperfecti les noyaux sont généralement haploïdes, mais qu'occasionnellement, deux de ces noyaux peuvent fusionner pour donner un noyau diploïde. Celui-ci peut parfois redonner deux nouveaux noyaux haploïdes par **réduction chromatique** ou **méiose**. Ces nouveaux noyaux posséderont un génotype différent de celui du noyau haploïde original, car ils sont dus à une recombinaison plus qu'à une mutation. Ceci constitue une possibilité d'apparition de nouvelles races.

Pour notre part, nous n'avons pas constaté ce phénomène, et nous ne pouvons pas préciser s'il est valable pour le champignon que nous avons étudié.

E. Comparaison entre les races isolées en France et à l'étranger

Nous avons pu examiner des isoléments provenant :

- 1° d'Italie sur graines de *Supermêtis* ;
- 2° de Yougoslavie sur des graines d'une variété à grains blancs ;
- 3° d'Allemagne de l'Est : cultures isolées par le Professeur SCHMIEDEKNECHT sur « *Wachs quitlinga* », « *Wachs Unershöpfliche* » et *Haricot de Perpignan* ;
- 4° de Roumanie sur des graines et des fragments de gousses sèches envoyées par le Professeur NEGRU ;
- 5° de Hollande : cultures envoyées par HUBBELING à BANNEROT à Versailles ;
- 6° des Etats-Unis : cultures envoyées par le Professeur ANDERSEN.

L'étude de ces différents isoléments ne nous a pas permis de déterminer avec précision des différences sensibles quant aux résultats des infections sauf en ce qui concerne la culture « α 5 N », obtenue par HUBBELING, et qui attaque toutes les variétés de haricot soumises aux essais sauf Cornell 49-242.

Ces races provenant de l'étranger peuvent être rangées dans la classification que nous avons établie :

- 1° Italie : une race correspondant à B_6 ;
- 2° Yougoslavie : deux races correspondant à B_6 et C_4 ;
- 3° Allemagne : trois races correspondant à A_2 , B_6 et D_3 ;
- 4° Roumanie : une race correspondant à A_4 ;
- 5° Hollande : six races : A_4 , B_6 , C_2 , C_4 , D_3 et E_2 ;
- 6° Etats-Unis : 2 races correspondant à A_4 , B_6 .

CHAPITRE IV

RELATIONS ENTRE LES RACES PHYSIOLOGIQUES DU PARASITE ET LES VARIETES DE HARICOT CULTIVEES EN FRANCE

Après avoir mis en évidence l'existence de races physiologiques du parasite, nous allons étudier les diverses relations pouvant exister entre ces races et les variétés de Haricot cultivées en France.

Nous essaierons, après avoir analysé les résultats de la prospection effectuée en 1960, de montrer la fréquence des diverses races dans la population du parasite par rapport aux variétés du Haricot. Nous déterminerons alors, en infectant à l'aide de nos 24 races les principales variétés cultivées en France, la résistance et la sensibilité de ces variétés.

Nous étudierons ensuite les relations existant entre la « vie » de la plante et sa résistance vis-à-vis des races physiologiques du parasite. Pour finir, nous montrerons la possibilité d'infecter une même plante avec plusieurs races afin de pouvoir connaître rapidement le « spectre » de ses réactions.

A. Relation entre la fréquence des diverses races dans la population du parasite et les variétés de haricot

Le recensement que nous avons effectué porte sur 83 variétés de Haricot provenant de 216 origines différentes. Certaines de ces origines ayant permis d'isoler deux races différentes (soit à partir d'une même graine : *Triomphe de Farcy*, *La Victoire*, soit à partir de graines différentes : *Michelet*, *Saint-Fiacre*, *Triomphe de Farcy*), nous avons obtenu 225 isoléments (voir page 118). Nous n'avons pas tenu compte ici des 30 isoléments que nous n'avons pas pu déterminer sur la liste entière (voir page 125). L'établissement d'une liste détaillée de ces variétés ne présenterait qu'un intérêt extrêmement limité, un assez grand nombre d'entre elles (65) ayant une extension géographique assez restreinte.

Nous nous contenterons en conséquence d'établir le tableau ci-dessous (Tab. XVIII), donnant, pour les 18 variétés principales, le nombre de races isolées.

TABLEAU XVIII.

NOMBRE D'ISOLEMENTS EFFECTUÉS SUR LES PRINCIPALES VARIÉTÉS DE HARICOT.

VARIÉTÉS	NOMBRE D' ISOLEMENTS	VARIÉTÉS	NOMBRE D' ISOLEMENTS
Princesse de Hollande .	4	Michelet longue cosse..	21
Flageolet Chevrier	11	Coco de Prague	4
Abondant = Maireau..	4	Roi des Massy	5
Triomphe de Farcy ..	20	Soissons nain	4
Flageolet blanc	6	Saint-Fiacre	3
Suisse = Lingot	4	Beurre doré	6
Coco nain blanc	4	La Victoire	12
Princesse vert	7	Supermétis	6
Fin de Bagnols	14	Métis	6

L'examen de ce tableau montre que les variétés les plus fréquemment infectées : *Flageolet Chevrier vert*, *Michelet longue cosse*, *La Victoire*, *Fin de Bagnols*, *Triomphe de Farcy*, se rencontrent parmi les plus cultivées.

Nous avons étudié, pour quatre de ces variétés, les différentes races qu'elles nous ont permis d'isoler (Tab. XIX).

Nous constatons que pour la variété *Triomphe de Farcy* des races appartenant à tous les groupes (sauf *Epsilon*) ont été mises en évidence, alors que pour la variété *Flageolet Chevrier vert* nous n'avons trouvé que des races du groupe *Delta* et pour *La Victoire*, des races des groupes *Alpha* et *Beta*.

Ces observations nous permettent de constater qu'il se produit une sorte de sélectivité des variétés vis-à-vis des races du parasite, même lorsque ces variétés, comme *La Victoire*, sont sensibles à toutes les races. Ce phénomène peut s'expliquer par l'action des conditions climatiques, d'une part sur le développement des races physiologiques du parasite et, d'autre part, sur la végétation de la variété.

B. Résistance et sensibilité des variétés cultivées en France aux diverses races isolées (Tableau XX)

Beaucoup d'auteurs, pour apprécier la résistance des variétés à l'Anthracnose, se contentent de déterminer les réactions des variétés de haricot vis-à-vis de quatre races représentant chacune un groupe de races, mais cette méthode est très peu précise, les variétés présentant fréquemment des réactions différentes aux diverses races d'un même groupe : par exemple, en considérant la variété *Aiguille vert* (Tab. XV), si nous prenons la race B_2 , cette variété serait considérée comme sensible au groupe *Beta* alors qu'en prenant B_3 , elle y serait résistante.

TABLEAU XIX. — DIFFÉRENTS ISOLEMENTS EFFECTUÉS SUR QUATRE VARIÉTÉS CULTIVÉES EN FRANCE

VARIETES	Numero de l'échantillon	ORIGINE GEOGRAPHIQUE	Isolement correspondant à	VARIETES « HOTE DIFFERENTIEL »																		
				Imuna	Kaboon	Coco	Widusa	Michelleite	Canadian wonder	Emerson	Kievit Koek	Plaquolet a l. gaut.	Gloire de Saumur	Predome	Prélude	Cornell	Aiguille vert	Princesse du Calaisis	Métis	Processor	Princesse dble de Hol.	
Triomphe de Farcy	4a	Allonnes (M.-et-L.)	B ₆	0	0	4	0	4	0	1	0	0	5	0	0	0	4	4	4	0		
	4b	Allonnes	A ₂	0	0	0	3	2.3	4	1	0	3	4	1	3	0	4	4	5	1		
	18	Angers (M.-et-L.)	D ₃	3	0	0	2.3	1	4	1	1	3	3	3	3	0	3	3	3	3		
	42	Pau (B.-P.)	C ₃	1	3	0	0	0	0	0	0	4	4	4	2	0	0	5	4	4		
	56	Villen ^{ve} -s-L. (L.-et-G.)	A ₂	0	0	0	4	4	5	2	0	4	5	4	—	0	4	4	5	2		
	58	Toulouse (H.-G.)	B ₆	0	0	4	0	5	0	0	0	0	4	3	4	0	0	5	5	0		
	86a	Env. de Tours (Let L.)	B ₉	1	1	5	0	4	0	0	0	0	5	3	—	0	0	0	4	0		
	86b	Env. de Tours	D ₃	4	0	0	3	5	4	4	0	4	4	5	4	0	5	4	4	4		
	88	Dargeul (Sarthe)	B ₆	0	0	3	0	2.3	0	0	0	0	2.3	2	5	0	0	4	4	0		
	106	St-Sébastien (L.-A.)	B ₆	0	0	4	0	4	0	0	0	0	5	5	—	0	0	2	5	4		
107	Rezé (L.-A.)	D ₃	5	0	0	4	4	4	4	4	0	5	4	5	4	0	4	4	5	4		
Michel et L. cosse	7a	Poitou	B ₆	0	0	4	0	3	0	0	0	0	3	1	1	0	0	4	5	0		
	7b	Poitou	B ₁	0	0	3	0	3	4	1.2	0	0	4	1.2	1.2	0	3	5	4	5	0	
	8	Brétigny (S.-et-O.)	B ₆	0	0	3	0	3	1	0	0	0	4	2	0	0	0	4	4	4	0	
	53	Dax (Landes)	B ₆	0	0	3	0	5	0	0	0	0	2.3	2.3	0	0	0	4	5	4	0	
	94	Meurle (Sarthe)	D ₃	4	0	0	4	4	4	4	0	4	4	4	4	0	4	4	4	4	4	
	111b	Nantes (L.-A.)	B ₁	0	0	3	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	4	4	4	5	0	
	183	St-Mart. de Hinx (Land.)	A ₂	0	0	0	2	4	5	0	0	3	4	3	3	0	5	5	5	5	0.2	
	248	Nord Marais (Ch.-M.)	B ₆	0	0	3	0	3	0	0	0	0	4	4	0	0	0	4	5	5	0	
	Flageolet Chevrier vert	62r	Bonneval (E.-et-L.)	D ₁	5	0	0	4	4	4	4	5	0	0	4	4	0	4	4	4	5	4
		79	St-Denis en Val (L ^{ret})	D ₃	5	0	0	5	5	5	5	1	5	5	5	—	0	5	5	5	5	5
104a		Nantes (L.-A.)	D ₃	4	0	0	4	5	4	4	0	4	5	4	4	0	4	5	5	5	0	
148		La Roche-s.-Y. (Vend.)	D ₃	5	0	0	5	5	5	5	0	5	5	5	—	0	5	5	5	5	5	
190		Mazé (M.-et-L.)	D ₃	4	0	0	4	4	5	5	0	4	4	5	—	0	5	5	5	5	3	
La Victoire	3a	Allonnes (M.-et-L.)	A ₁	0	0	0	3	2.3	5	1	0	4	4	1	3	0	5	4	4	5	0	
	3b	Avignon (Vaucluse)	B ₆	0	0	4	0	2	0	0	0	0	4	2	—	0	0	5	4	5	0	
	56	Avignon	B ₆	0	0	4	0	0	0	0	0	0	4	2	—	0	0	5	4	5	0	
	181	Villen ^{ve} -s-L. (L.-et-G.)	B ₆	0	0	4	0	5	0	0	0	0	5	0	0	0	0	2	5	4	0	
	247a	Carnaux	A ₁	0	0	0	3	4	4	0	0	3	4	3	—	0	3	4	5	4	0	
321	Saumur (M.-et-L.)	A ₃	0	0	0	2.3	3	5	1	1	5	5	5	5	0	5	5	5	5	5		

TABLEAU XX. — RÉACTIONS DES VARIÉTÉS FRANÇAISES AUX DIVERSES RACES ISOLÉES

	A ₁	A ₂	A ₃	A ₄	B ₁	B ₂	B ₃	B ₄	B ₅	B ₆	B ₇	B ₈	B ₉	C ₁	C ₂	C ₃	C ₄	C ₅	C ₆	D ₁	D ₂	D ₃	E ₁	E ₂
Beurre :																								
B. Aiguille	4	4	4	4	4	3	4	—	5	4	4	3	—	3	4	—	4	3	5	5	5	5	4	2.3
B. Blanc idéal s. fil.,	5	4	5	4	5	4	5	3	4	5	4	4	—	4	5	4	4	—	5	5	5	5	4	4
B. Crayon	5	—	4	5	5	2.3	4	—	4	4	3	5	4	5	—	4	3	—	5	5	5	5	5	4
B. Doré	4	—	5	4	4	4	5	3	5	4	4	3	5	5	4	—	4	4	5	5	5	4	4	5
B. Plein le panier ...	5	—	4	4	5	5	3	4	3	5	5	4	4	4	5	4	5	5	5	4	5	4	4	4
Mangetout :																								
Mgt Nain extra hâtif	—	5	0	0	5	5	5	5	5	5	5	5	5	0	0	5	4	5	5	5	5	5	5	4
Mgt Du Bua	5	5	4	5	5	4	3	3	4	5	4	5	5	4	5	4	3	3	5	5	5	5	3	5
Mgt Favorit	—	4	5	0	4	4	4	4	4	4	5	4	5	4	4	4	4	5	4	4	4	4	4	0
Mgt Nouvel Ermitage	4	5	5	5	3	3	5	4	2.3	4	5	4	5	5	4	5	4	2.3	5	4	4	5	4	4
Mgt Saxagold	—	5	5	4	5	2.3	5	5	4	5	4	5	4	5	0	5	4	5	4	5	4	4	5	0
Mgt Surpassephénix .	4	4	4	4	5	5	5	0.2	5	ε	4	3	4	5	4	4	5	4	5	5	4	5	3	3
Mgt Ranger	5	5	5	5	5	0	0	5	—	0	5	—	—	5	5	5	5	4	5	5	5	5	5	5
Cocos :																								
Coco de Prague	—	4	—	0	0	4	—	0	—	0	—	—	—	3	4	3	4	5	4	4	ε	5	0	0
Coco rose et blanc ..	0	0	0	0	5	5	5	4	5	4	5	5	4	5	5	5	0	5	0	5	0	5	0	5
C. jaune de la Chine	4	3	3	4	5	2.3	5	3	5	2.3	5	3	2.3	5	3	4	2.3	3	4	5	4	4	3	3
Coco d'Eyragues	—	4	4	0	5	5	4	5	5	5	5	4	5	5	5	5	0	5	0	3	5	5	—	0
Nains avec parch. :																								
Canieu	0	—	—	—	5	5	4	5	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	—	5	0	0
Comt ^{ssr} de Chambord	5	4	5	4	0	ε	0	0	0	2	0	0	0	0	3	5	4	2	5	5	5	5	0	5
Fin de Bagnols	4	4	5	4	5	4	4	4	5	4	3	4	5	4	5	4	5	4	5	4	5	4	3	4
Fin de Linas	4	5	—	5	5	5	4	5	5	5	4	5	5	—	5	4	—	5	5	5	5	5	—	5

FlageoletChevriervert	4	4	2	3	3	4	2.3	3	4	3	2.3	4	3	4	1	2	4	4	3	2	3	3	2.3	4	
Flag. t. h. d'Etampes.	3	5	5	4	0	0	5	0	2	0	—	—	—	—	0	4	5	4	5	5	5	5	0	5	
Gloire de Deuil	—	4	—	4	3	0	0	—	0	—	—	—	—	0	4	5	4	4	—	5	4	4	4	5	
Gloire de St-Rambert	5	5	5	5	5	4/0	0/2	5	—	5	5	5	5	5	5	4	5	5	0	5	5	0/5	5		
Inépuisable	4	4	4	0	0	0	—	0	—	4	0	—	—	—	—	3	—	4	—	4	4	5	0	0	
Jaune Cent pour Un	—	4	0	4	4	3	0	2.3	3	4	0.2	3	—	—	0	0	0	0	4	5	5	0	0		
Lingot=Suisse blanc.	5	4	—	0	—	3	—	0	0	0	0	0	0	0	5	4	4	4	4	4	4	5	0	0	
Marché de Saumur .	4	5	5	4	2	3	ε	0	0	0	0	0	0	5	5	5	5	5	5	5	5	0	4	4	
Michelet long. cosse .	4	5	4	5	3	4	5	4	5	4	3	4	5	3	4	5	5	4	3	4	5	0	4	4	
Noir hâtif de Belgique	3	4	—	5	0.1	3	0	3	0	3	3	5	4	5	5	5	5	4	4	5	5	4	4	4	
Roi des Massy	3	4	—	5	—	0	—	0	0	0	3	0	—	—	0	0	0	0	—	4	4	5	4	4	
Soissons nain gr. pied	4	1.2	—	5	—	2	—	0/5	3	0/5	0/5	5	0/5	5	5	4	4	4	4	5	4	5	0	0	
Soissons nain vert ..	5	5	5	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	5	0	5	5	0	5	0	5	
Supermétis	5	4	4	5	5	5	4	5	4	4	3	4	5	5	5	5	4	4	4	5	4	5	5	5	
Triomphe de Farcy .	4	4	4	4	5	5	5	4	2.3	3	4	5	5	4	3	5	5	4	2.3	5	4	4	3	3	
Beurre à rames :																									
B. Or du Rhin	4	3	4	4	4	3	5	4	5	5	5	5	5	4	3	4	3	4	5	4	3	4	5	5	
B. Couronne d'Or ..	4	5	3	4	5	4	3	5	4	5	4	4	4	4	4	5	4	3	4	4	4	4	5	4	
B. Saint-Fiacre	4	5	4	4	5	4	4	5	4	4	5	4	4	5	4	5	4	5	4	5	4	4	4	4	
B. d'Alger	4	5	5	4	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	4	4	4	5	4	
Mangetout à rames:																									
Mgt à cosse violette .	—	5	4	5	0	0/5	4	4	4	0	5	—	—	5	5	5	5	5	5	5	5	0	5	5	
Mgt blanc de Juillet .	5	5	5	4	5	0	0	5	—	2	0/5	—	—	0	0	0	0	5	5	5	5	5	5	5	
Mgt St-Fiacre à C. V.	5	5	5	4	0	0	0	0	0	3	0	—	—	0	0	5	5	0	5	5	0	5	0	5	
Mgt St Fiacre à C. Bl.	5	5	5	5	5	0	0	5	—	3	5	—	—	0/3	—	0	5	0	5	5	4	4	5	5	
Mgr Phénomène	0	0	0	4	2	0	5	4	5	0	5	—	—	5	0	—	0	0	0	5	4	5	0	5	
Soissons gros blanc .	5	5	5	5	0	5	0/5	5	—	0	0	—	—	0	—	0	5	0	0/5	5	4	4	0	5	

TABLEAU XXI

VARIÉTÉS DE HARICOTS NE PRÉSENTANT AUCUNE RÉSISTANCE A L'ANTHRACNOSE

1	Abondance	Mangetout	à rames	Parchemin
2	Alger noir nain	Beurre	42 Flévo	
3	Banane	Beurre	43 Fullcrop	Beurre
4	Bayard	Mangetout	44 Gloire d'Ollainville ..	Beurre
5	Black valentine	Mangetout	45 Golden Wax	Beurre
6	Blanc de Montfort ..	Beurre rame	46 Granda	
7	Blanc nain	Beurre	47 Idaho Refugee	Mangetout
8	Blanc roi des man- getout	Beurre rame	48 Incomparable	Parchemin
9	Blue lake stringless ..	Mangetout	49 Long Chambon ...	Parchemin
10	Chevrier	Mangetout	50 Maireau	Parchemin
11	Coco bicolore du Pape	Rame	51 Marcelin	Parchemin
12	Coco blanc à rame à longue cosse		52 Marché de Genève ..	Mangetout
13	Coco gros Sophie ..		53 Merveille du Forez ..	Parchemin
14	Coco jaune du Canada		54 Métis des Alliés ..	Parchemin
15	Coco le Méridional ..		55 Métis noir et blanc ..	Parchemin
16	Coco nain blanc ..		56 Michelet à rames ..	Parchemin
17	Coco nain blanc à longue cosse		57 Mistral	Parchemin
18	Coco nain blanc précoce		58 du Mont d'Or à rames	Beurre
19	Coco niçois		59 de Morionville	Beurre
20	Coco de Prague marbré à rame		60 Nain du Mont d'Or ..	Beurre
21	Coco rose et blanc ..		61 Noir hâtif de Chateaurenard ..	Parchemin
22	Commodore Wonder ..		62 Noir hâtif de l'Hermitage	Parchemin
23	Le Complet	Parchemin	63 Noir hâtif de Saumur	Parchemin
24	Conserva	Mangetout	64 Nova	
25	Corneli 14		65 Paladin blanc	Mangetout
26	Côte d'Azur	Parchemin	66 Pecyl rouge	
27	Crochu d'Annecy ..	Beurre rame	67 Pelandron	
28	Dattel	Beurre	68 Phénix	Mangetout
29	Digoin	Beurre	69 Phénix brun	Mangetout
30	Le Dromois	Parchemin	70 Phénix Claudia ...	Mangetout
31	Empereur de Russie ..	Parchemin	71 Plein le panier	Mangetout
32	Enfant de Mont-Calme ...	Mangetout	72 Précoce de Saumur ..	Parchemin
33	Extra fin du Perreux ..	Parchemin	73 Primus sans fils ...	Mangetout
34	Fin de Monclar ..	Parchemin	74 Prodiges de Courtry ..	Parchemin
35	Fin des fins	Parchemin	75 Progrès	Mangetout
36	Fin de Villeneuve ..	Parchemin	76 Puregold	Beurre
37	Finilet	Parchemin	77 Rame cosse violette sans fil	Mangetout
38	Flageolet blanc baïonnette	Parchemin	78 Rapide	Beurre
39	Flageolet blanc du Nord	Parchemin	79 de Rocquencourt ..	Beurre
40	Flageolet rouge	Parchemin	80 Roi des Belges	Parchemin
41	Flageolet vert		81 Roi des beurres ...	Beurre
			82 Saint-Esprit	Beurre
			83 Saint-Esprit à œil rouge	Parchemin
			84 Sans rival à rames ..	Beurre
			85 Selecta I	

86	Seminole		93	Tendercrop	
87	Stim	Mangetout	94	Tendergreen	Mangetout
88	Superdeuil (Deuil amélioré) ..	Parchemin	95	Tenderlong	Beurre
89	Superproduction ..	Parchemin	96	Tenderpod	
90	Superviolet	Parchemin	97	Top crop	Beurre
91	Surecrop	Beurre	98	Transvaal	Mangetout
92	Tardif de Kerfeunteun ...	Parchemin	99	Vilmorin vert	Parchemin
			100	Zenith	Parchemin

Afin d'avoir une idée précise et complète des réactions des variétés de Haricot cultivées en France vis-à-vis de l'Anthracnose, nous avons infecté 160 variétés avec les 24 races que nous avons isolées.

Beaucoup de variétés ne présentant aucun symptôme de résistance, nous avons groupé dans un tableau (Tab. XX) les principales variétés pour chacune des orientations de la culture et, dans le cas où elles existaient, celles qui présentaient des réactions de résistance. Dans un autre tableau (Tab. XXI), nous avons dressé la liste des variétés que nous avons testées et qui ne figurent ni dans le tableau XV, ni dans le XX.

L'examen des résultats nous a montré que :

- 1° toutes les variétés de haricots beurre, naines ou à rames, étaient sensibles à toutes les races ;
- 2° des variétés très cultivées comme *Mangetout Du Bua*, *Surpasse-Phénix*, *Fin de Bagnols*, *Michelet longue cosse*, *Triomphe de Farcy*, *La Victoire*, *Maireau*, *Métis*, *Supermétis* et *Flageolet chevrier vert*, étaient, elles aussi, sensibles à toutes les races, ce qui peut expliquer les gros dégâts que cause cette maladie dans les années humides ;
- 3° peu de variétés françaises possèdent des caractères aussi nets que les variétés utilisées dans la clé, ce qui permet d'expliquer pourquoi seule l'infection réalisée à l'aide de toutes les races est valable pour obtenir leur réaction vis-à-vis de l'Anthracnose. Cependant, quelques-unes présentent des résistances à un groupe entier (*Soissons nain vert*, *Coco rose et blanc*) ou même à plusieurs groupes (*Princesse double de Hollande*, *Soissons nain hâtif*) ;
- 4° une seule variété a présenté une résistance totale à l'Anthracnose : *Cornell 49-242*. Cette variété n'a aucun intérêt au point de vue de la production, mais lorsque l'on sait que la résistance d'une variété à l'Anthracnose est liée à l'hérédité, on voit l'intérêt d'une telle variété, utilisée comme géniteur de résistance lors des croisements artificiels ;
- 5° certaines variétés présentent, lors des notations, des phénomènes de « disjonction », c'est-à-dire que certaines plantes sont sensibles tandis que d'autres sont résistantes (voir page 19). Nous sommes alors en présence de population hétérogène dont il est très difficile de définir les véritables réactions ;
- 6° une même variété présentait parfois des réactions différentes vis-à-vis

d'une même race, ceci lorsque les graines étaient produites par deux maisons de sélections différentes. Nous avons trouvé trois exemples :

- a) *Flageolet à feuilles gaufrées* : possède une population résistante au groupe *Beta* alors qu'une autre y est sensible (voir Tab. XIII et XV) ;
- b) *Métis et Glore de Saumur* : possèdent toutes les deux une population résistante à certaines races du groupe *Gamma* et d'autres populations sensibles à toutes les races.

Ceci nous permet de constater qu'il est très difficile de comparer les résultats que nous avons obtenus à ceux obtenus antérieurement dans les autres pays, même lorsque les variétés utilisées portent le même nom ; beaucoup de variétés vendues sur le marché n'ayant pas été sélectionnées de la même façon vis-à-vis de ce caractère de résistance ou de sensibilité. Nous espérons que les relations suivies que nous entretenons avec le Professeur ANDERSEN de l'Université de Michigan aux Etats-Unis, nous permettront d'établir une base solide de comparaison.

C. Relations entre les réactions à l'Anthracnose de l'Hôte entier et de ses organes détachés

Nous avons considéré deux cas : sur feuilles et sur graines.

I. - Infection d'une feuille détachée de la plante

Nous avons infecté séparément, à l'aide de plusieurs races, des feuilles détachées que nous avons prélevées sur diverses variétés présentant des caractères de résistance et de sensibilité vis-à-vis de certaines de ces races. Ces infections ont été réalisées en boîtes de Pétri, les feuilles reposant sur un morceau de buvard humide. Nous avons pu constater au bout de cinq à six jours, sur les feuilles des variétés sensibles, l'apparition de taches semblables à celles obtenues lors des infections en serre (fig. 39).

Lorsque les feuilles appartiennent aux variétés résistantes, nous avons noté l'apparition des taches vers le septième ou huitième jour. Ceci nous permet de constater que si la plante entière est résistante, la feuille, une fois détachée, perd cette résistance assez rapidement.

Ce fait a une grande importance en ce qui concerne la commercialisation des haricots en filets : les gousses d'une variété résistante à une race peuvent être attaquées par les spores de celle-ci pendant le transport ou le stockage, alors que la contamination de la plante s'était effectuée parfois en culture (à partir de spores provenant d'une plante d'une autre variété cultivée dans le même champ ou dans un champ voisin), mais plus généralement lors du ramassage où l'on groupe plusieurs cueillettes de variétés différentes. Nous avons pu observer ce phénomène chez des Conserveurs de la région nantaise. Un lot provenant de plusieurs récoltes groupées a présenté, quatre jours après son arrivée à l'usine, plus de 50 % de gousses tachées, alors qu'à son entrée, celles-ci paraissaient saines. Des visites effectuées dans les cultures ont permis de constater qu'une seule d'entre elles était infectée.

et que, bien qu'elle n'ait produit que 10 % de la récolte, elle avait contaminé tout le lot. Ce cas est assez fréquent et cause de grosses pertes aux maraîchers et aux conserveurs lorsque le marché est encombré ou que la marchandise se vend mal.

II. - Germination de grains en présence du *Colletotrichum*

Pour cette étude, nous avons utilisé huit races du parasite et quatre variétés de Haricot « hôtes différentiels » afin de pouvoir comparer les résultats avec ceux obtenus lors des infections en serre.

Huit jours après avoir repiqué les races dans les tubes inclinés, nous avons déposé sur la culture sporulante des graines préalablement désinfectées et rincées à l'eau stérile.

Le champignon a attaqué rapidement les graines des variétés sensibles et plusieurs de celles-ci n'ont pas germé, le mycélium ayant atteint l'embryon avant l'ouverture des cotylédons. Dans d'autres cas la graine a germé, mais la jeune plantule a été détruite en entrant en contact avec le champignon se trouvant sur le milieu (fig. 40).

Nous avons reporté les résultats de cet essai dans un tableau (Tableau XXII).

TABLEAU XXII.

RÉSULTATS D'UN ESSAI DE GERMINATION DE GRAINS
EN PRÉSENCE DE HUIT RACES DU COLLETOTRICHUM.

VARIÉTÉS	RACES	RÉACTION	RACES	RÉACTION	RACES	RÉACTION
Emerson	A ₄	R	B ₃	R	A ₂	R
Coco à la crème	A ₄	R	B ₂	S	C ₆	R
Widusa	A ₄	S	B ₇	R	D ₁	S
K. Cooten	C ₂	S	B ₇	S	B ₈	R

La comparaison de ces résultats avec ceux obtenus en serre nous montre que pour les mêmes races les réactions des variétés étaient les mêmes.

Pour les variétés résistantes, nous avons noté dans tous les cas une attaque se produisant à la **surface des téguments** avec la formation de nombreux acervules noirs. Cependant ce développement du parasite n'empêche pas la graine de germer et la jeune plantule de se développer en contact avec le champignon, sans qu'aucune trace d'infection ne soit visible. Lorsque les téguments se déchirent, leur face interne présente, elle aussi, de petits acervules noirs tandis que les cotylédons sont indemnes. Très peu de spores se forment sur ces acervules, ce qui explique l'absence de taches rosées caractérisant en général la sporulation. Lorsque les cotylédons se

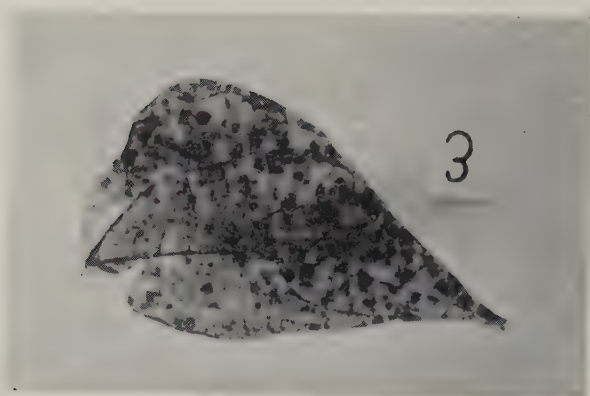


Figure 39. — INFECTION D'UNE FEUILLE DÉTACHÉE DE LA PLANTE.

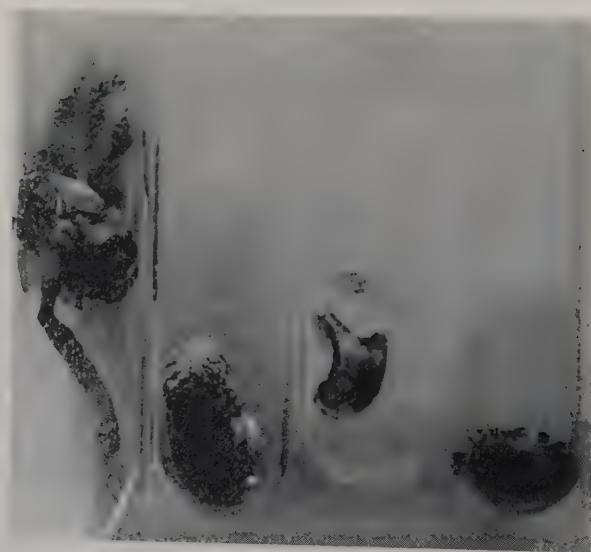


Figure 40. — GERMINATION DE GRAINES EN PRÉSENCE DU *C. LINDEMUTHIANUM*.
Grains détruits avant l'ouverture des cotylédons : tubes 1, 2, 3.
Jeune plantule détruite par le champignon : tube 4.

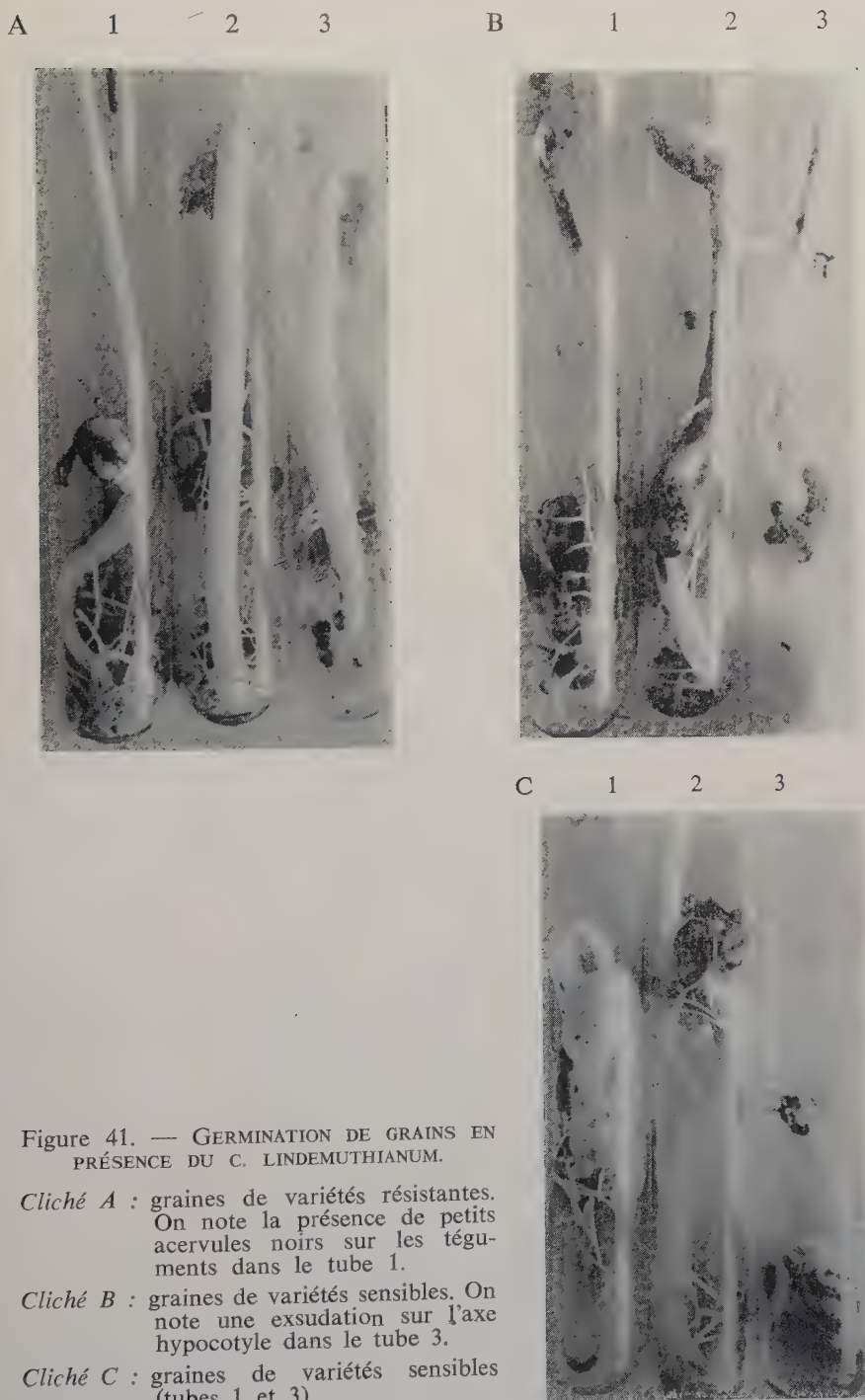


Figure 41. — GERMINATION DE GRAINS EN PRÉSENCE DU *C. LINDEMUTHIANUM*.

Cliché A : graines de variétés résistantes. On note la présence de petits acervules noirs sur les téguments dans le tube 1.

Cliché B : graines de variétés sensibles. On note une exsudation sur l'axe hypocotyle dans le tube 3.

Cliché C : graines de variétés sensibles (tubes 1 et 3).

détachent de la plante, il se produit alors une légère attaque et la formation de taches sur lesquelles la sporulation est plus importante que sur les téguments (fig. 41 a). Cette attaque des cotylédons, ne se produisant qu'après que ceux-ci soient, ou se soient, détachés, nous permet d'envisager la perte de leur résistance un certain temps après. Ce phénomène peut être assimilé à celui que nous avons observé lors de l'infection d'une feuille (voir page 140).

D. Réactions d'une variété de Haricot à l'infection simultanée par plusieurs races du parasite

Nous avons infecté, sur quelques pieds de la variété *Princesse nain double de Hollande*, une même gousse à l'aide de quatre races PV₆, D₁₀, E_{8b} et I₄ (correspondant à A₄, B₆, C₃ et D₃) caractérisant chacune un groupe. Pour cela, nous avons incisé légèrement l'épiderme de la gousse à quatre endroits différents et nous avons déposé quatre gouttes d'eau contenant des spores en suspension.

Au bout de huit jours, nous avons observé autour de deux de ces taches un brunissement des tissus sous-épidermiques, alors que sur les autres seul le brunissement dû à la blessure était visible, la plante étant résistante à ces deux races, le champignon n'a pu se développer ailleurs que dans les tissus détruits par l'incision.

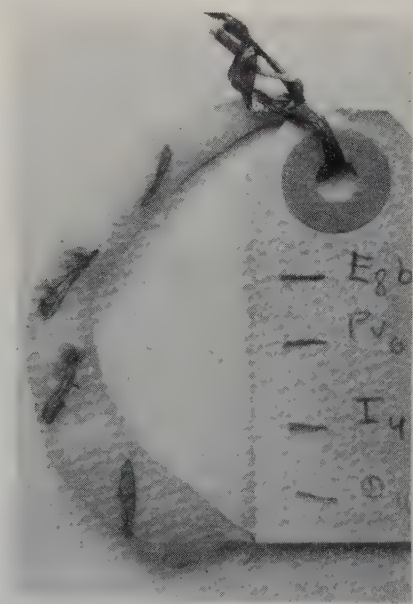


Figure 42. — INFECTIONS RÉALISÉES AVEC QUATRE RACES SUR UNE GOUSSE DE LA VARIÉTÉ PRINCESSE NAIN DOUBLE DE HOLLANDE (Photo de Coninck). Cette variété est sensible aux races PV 6 et I 4. On remarque un léger brunissement sur les bords de la tache.

Dans le premier cas, la plante est sensible à ces deux races et le champignon évolue dans les tissus entourant la tache et finit par sporuler à la surface. Cependant cette méthode est moins précise que celle utilisée en serre, mais elle permet :

- 1) de connaître rapidement les diverses réactions d'une plante à l'Anthracnose lorsque l'on ne possède pas assez de graines pour effectuer les séries d'infections en serre avec toutes les races ;
- 2) et, en outre, d'identifier, à l'aide de quelques variétés de la clé de nouveaux isoléments.

E. Variations de la sensibilité et de la résistance d'une plante suivant son stade de développement

Un essai ayant pour but de mettre en évidence les variations de sensibilité et de résistance d'une plante suivant son stade de développement a été effectué en serre sur six groupes de 20 variétés infectées à six stades végétatifs différents. La contamination a été réalisée par pulvérisation d'une suspension d'un mélange de spores appartenant à des races des cinq groupes afin de pouvoir infecter toutes les variétés. Cet essai nous a permis de constater des différences assez nettes quant aux résultats de l'infection.

L'utilisation d'une race au lieu du mélange de races représentant les cinq groupes, nous a donné des résultats identiques quant à la sensibilité des plantes au parasite à un stade précis de leur végétation.

Nous avons utilisé pour noter cet essai le même système (voir page 18) que celui que nous utilisons pour la différenciation des races.

Nous avons reporté dans le tableau XXIII les résultats obtenus sur cinq variétés, ceux obtenus sur les 15 autres étant semblables.

TABLEAU XXIII.

VARIATIONS DES RÉACTIONS DES VARIÉTÉS A L'INFECTION SELON LEUR STADE DE DÉVELOPPEMENT.

VARIÉTÉS	STADES DE DÉVELOPPEMENT.	PRÉFEUILLES	DEUX FEUILLES	FLORAISON	JEUNES GOUSSES		GOUSSES A CONSOMMER	GOUSSES JAUNISSANTES
					NOTATION SUR GOUSSE DE 1 CM.	NOTATION SUR LE RESTE DE LA PLANTE		
Princesse de Hollande ..	3	2	0	0	0	0	0	
Dark red kidney	4	0	0	3	5	0	0	
Flageolet Chevrier	2,3	2	0	1	0	0	0	
La Victoire	5	5	2	2	2	0	0	
Contender	5	4	2	3	0	0	0	

L'analyse de ces résultats nous permet d'observer une prédisposition plus grande des parties jeunes à l'infection, tandis que les organes les plus âgés opposent plus de résistance à la pénétration du parasite. Ceci est probablement dû à l'épaississement de la cuticule qui recouvre l'épiderme des différentes parties de la plante. Cet épaississement nécessite une humidité plus forte pour permettre à l'hyphe d'infection de traverser toute la cuticule sur laquelle est collé l'appressorium.

Tous ces essais ont été réalisés dans des conditions de cultures assez stables : températures comprises entre 15 et 22° C et humidité proche de la saturation pendant 72 heures après la contamination.

RAPPEL DES PRINCIPAUX RESULTATS ET CONCLUSIONS

Au début de ce mémoire, nous avons analysé les trois problèmes posés par la très grande extension de l'Anthracnose du Haricot et les dégâts importants causés chaque année dans le monde par cette maladie depuis le début du siècle. Le premier problème était d'essayer de mieux connaître la biologie du parasite et de l'hôte ainsi que leurs relations réciproques. Le second était de dénombrer les races physiologiques de ce champignon existant en France en 1960, puis de définir les réactions des principales variétés cultivées vis-à-vis de ces races. Le troisième, enfin, consistait, par suite de la connaissance complète de tous les éléments influant sur la plante-hôte et le parasite, à envisager un certain nombre de méthodes de lutte (biologique, chimique et génétique) pour tenter de réduire les dégâts. Nos expériences et nos observations nous ont permis d'apporter quelques précisions à la connaissance de chacun de ces problèmes.

Nous croyons donc utile, avant d'envisager les méthodes de lutte, de rappeler quelques résultats concernant l'hôte, le parasite et leurs relations, ainsi que l'existence d'un nombre élevé de variétés de l'hôte et de multiples races physiologiques du parasite.

I. - L'hôte et le parasite

L'examen de la morphologie et de la structure de l'hôte sain, nous a permis de montrer l'importance présentée par la disposition des différents tissus et organes vis-à-vis du problème pathologique.

L'étude de la biologie, du cycle végétatif de la plante et de ses exigences climatiques, nous a permis de déterminer, par rapport aux conditions météorologiques de chaque région, des dates de semis et des méthodes culturales appropriées afin de cultiver la plante dans les conditions les plus favorables à son développement.

Lors de notre enquête sur l'importance de la culture du Haricot et les dégâts provoqués par l'Anthracnose en France, nous avons constaté que les facteurs phytopathologiques et aléas cultureux n'ont généralement pas été envisagés. Cependant ces deux facteurs influent surtout dans les grandes cultures, menées de façon intensive, et pour lesquelles on recherche simultanément qualité et rendement. Dans les petites cultures et dans les productions familiales, destinées à la commercialisation sur les marchés

locaux et à l'autoconsommation, l'importance de ces deux facteurs est moindre, ne se traduisant pas par une perte pécuniaire notable.

Notre enquête a, en outre, mis en évidence les destructions importantes de récoltes enregistrées en France en 1958, 1959 et 1960 dans certaines régions par suite des conditions favorables au développement du *Colletotrichum lindemuthianum*, destructions qui peuvent être évaluées à 25 % de la production française.

Enfin nous avons pu constater qu'un très grand nombre de variétés, ne présentant pas toutes un intérêt productif valable, était mis à la disposition des agriculteurs sans qu'ils en connaissent les principales caractéristiques ; les méthodes culturales, souvent « ancestrales », ont également fait l'objet de nos recherches (Chapitre I).

Le *C. lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. ne possède qu'une **reproduction asexuée**, la forme sexuée de ce champignon n'ayant pratiquement pas été mise en évidence (54). Nous avons observé deux formes de propagations lors de l'étude de la morphologie : bouturage d'une hyphé ou production de spores à la surface d'acervules. Les spores sont mononucléées, muqueuses et leur dispersion ne peut être assurée que par l'eau.

La physiologie de la croissance et de la production des spores montre que les conditions de températures favorables au développement du champignon sont les mêmes que pour le Haricot, mais que le parasite nécessite une humidité élevée. Certaines méthodes de lutte devront donc consister à réduire l'humidité dans les cultures.

La germination des spores et le comportement du champignon en culture sur milieu artificiel constituent un champ d'investigation très étendu. Nous en avons étudié quelques cas particuliers : cloisonnement de la spore unicellulaire et mononucléée au moment de la germination avec apparition d'un deuxième noyau ; formation d'un appressorium à l'extrémité des tubes germinatifs entrant en contact avec une surface dure, formation de conidies secondaires ; phénomènes d'anastomose entre filaments mycéliens de deux thalles suivis ou non de barrages.

Lors des repiquages successifs que nous avons faits sur « milieu anthracnose », les souches présentaient généralement la même forme et la même couleur de sporulation, mais quelques différences apparaissaient à l'intérieur d'une même souche. Nous avons pu en observer plusieurs sortes : présence ou absence des soies caractérisant le genre *Colletotrichum*, apparition d'un secteur, variations de la forme et de la couleur de la sporulation, sénescence. Nous avons montré que la majorité de ces variations n'étaient pas stables et qu'elles ne modifiaient pas le pouvoir pathogène ou infectieux des souches. Ces transformations, transmises par le cytoplasme, sont contagieuses et peuvent être perdues dans des conditions précises. Par ailleurs, elles dépendent de plusieurs facteurs : génotype, température, lumière, milieu et taille des semis. La variation du comportement du champignon sur des milieux nutritifs différents, nous a permis d'envisager l'utilisation de certains

de ces milieux pour déterminer rapidement l'appartenance d'une nouvelle souche à l'un des groupes de races (Chapitre II).

II. - Les relations entre l'hôte et le parasite

La pénétration du champignon dans l'hôte s'effectue à partir de l'appressorium par une hyphe d'infection qui traverse directement la cuticule par action mécanique. Cette hyphe se ramifie. Un gonflement des assises sous-cuticulaires apparaît, sans doute par action enzymatique.

Lors de cette étude, nous avons constaté sur certaines variétés des réactions nécrotiques liées au phénomène d'hypersensibilité ainsi que l'apparition, pendant les périodes chaudes de l'été, d'une légère « sensibilité » chez les variétés résistantes.

Le champignon se propage ensuite dans les cellules voisines de celle du point de pénétration et les filaments mycéliens, au contact des parois de cellules, se dilatent, forment une sorte de bourrelet à partir duquel un petit filament se développe, traverse la paroi et dès lors les filaments reprennent leur taille normale. Le développement du champignon est généralement limité aux tissus corticaux, mais lorsque les conditions climatiques lui sont très favorables, nous avons pu l'observer à l'intérieur du cylindre central. L'apparition des taches brunes se produit au minimum trois à quatre jours après la contamination et le début de la sporulation six à sept jours. Ces taches, ou chancres, sont très caractéristiques et sont brunes avec des petites masses roses sur leur partie centrale effondrée.

Toutes les parties de la plante peuvent être infectées, mais les attaques les plus caractéristiques se produisent sur les feuilles et les gousses. Nous avons trouvé plusieurs formes de « conservation » de ce champignon au cours des diverses phases de son développement :

- 1° dans la graine sous forme d'un mycélium qui hiberne pendant la conservation et ne reprend son activité qu'au moment de la germination de la graine ;
- 2° dans les tissus de plantes continuant à croître pendant des périodes défavorables à son développement ;
- 3° au cours de culture sur des morceaux de plantes malades tombés sur le sol et sur lesquels, en période humide, il sporule abondamment ;
- 4° pendant l'hiver, sur ou dans le sol, sur des morceaux de plantes desséchés, sous la forme soit de mycélium, soit d'acervules dont les spores sont enfermées dans une masse solide qui ne les libérera qu'en présence d'eau.

La connaissance de ces différentes formes de conservation nous sera très utile lors de l'étude des méthodes de lutte (Chapitre I).

L'étude de la résistance et de la sensibilité des variétés de l'hôte nous a permis de mettre en évidence l'existence d'un nouveau groupe de races et

d'établir une liste de variétés « hôtes différentiels » permettant une identification rapide des nouveaux isoléments (Chapitre II).

Nous avons pu, à partir de 350 échantillons provenant de toutes les régions de France, isoler 225 cultures de *Colletotrichum* et mettre en évidence 24 races différentes. Ces races se répartissent en cinq grands groupes de la façon suivante : quatre *Alpha*, neuf *Beta*, six *Gamma*, trois *Delta* et deux *Epsilon*.

La répartition géographique de ces isoléments en France nous montre que si certains groupes, tels *Beta* et *Delta*, se rencontrent dans toutes les régions, les autres ont une influence plus localisée. Mais il est certain que la commercialisation dans une région des semences produites dans une autre (souvent très infectée), en constituant un moyen de dispersion au champignon, va modifier considérablement cette répartition dans les années à venir.

Nous avons étudié particulièrement le cas du Val de Loire dont la production est orientée à la fois vers les haricots verts, les haricots secs et les semences et où nous avons obtenu le plus grand nombre d'isoléments (74). Il semble que cette région soit tout d'abord, par les diverses orientations de sa production, un lieu de centralisation en même temps des variétés de Haricot et des races de *Colletotrichum* ; ensuite par son climat doux et humide, un lieu de multiplication et d'échange de ces races et, enfin, par sa commercialisation dans toute la France, un centre de dispersion de cette maladie. Nous pensons qu'il serait avant tout indispensable de séparer les cultures de Haricot destinées à la production de semences de toutes les autres cultures de cette même plante, ceci avant d'entreprendre la lutte à l'aide des traitements chimiques.

Lors d'essais d'interaction entre races, nous avons constaté que, bien que des phénomènes d'anastomose puissent être observés entre les filaments mycéliens de souches différentes, aucun échange de noyau ne se produisait entre les races mises en présence, ce qui enlève une possibilité d'apparition de nouvelles races.

La comparaison des réactions à l'infection de races isolées à l'étranger à celles des 24 races « françaises » ne nous a pas permis d'en mettre de nouvelles en évidence (Chapitre III).

Le recensement que nous avons effectué nous a permis de voir que les variétés les plus fréquemment infectées se rencontrent parmi les plus cultivées et qu'il se produit une sorte de sélectivité des variétés vis-à-vis des races du parasite, même lorsque les variétés sont sensibles à toutes les races. Il semble que ce phénomène soit dû à l'action des conditions climatiques, d'une part sur le développement des races physiologiques du parasite et, d'autre part, sur la végétation des variétés de l'hôte.

Nous avons pu, grâce à la collaboration compréhensive de sélectionneurs, obtenir un grand nombre de variétés pour déterminer leurs réactions vis-à-vis des 24 races isolées en 1960. Cette étude nous a montré que :

- 1° la majorité des variétés, parmi lesquelles se trouvent les plus cultivées, était sensible à toutes les races ce qui explique les dégâts importants que cause cette maladie en année humide ;
- 2° une seule variété a présenté une résistance totale à l'Anthracnose, offrant ainsi un très grand intérêt du point de vue sélection, le caractère de résistance étant lié à l'hérédité ;
- 3° une même variété produite dans diverses maisons de sélection peut parfois donner des réactions différentes vis-à-vis d'une même race ; les difficultés que l'on rencontre lorsque l'on essaie de comparer nos résultats à ceux obtenus antérieurement dans les autres pays, trouve dans ce fait une explication plausible.

L'infection d'organes détachés d'une plante entière montre que ces organes, lorsqu'ils appartiennent à des variétés résistantes, perdent leur résistance après quelques heures ou quelques jours. Ce phénomène a des conséquences assez importantes lorsque l'on considère les gousses. De nombreuses infections peuvent se produire sur celles-ci pendant le transport ou le stockage. Il est donc préférable d'éviter le mélange de récoltes de variétés différentes ou de champs différents, afin de réduire au minimum les risques de contamination et de destruction des gousses saines.

Nous avons pu, à la suite de cette étude des relations entre les deux organismes, mettre au point deux tests pouvant être utilisés soit pour la détermination rapide des diverses réactions d'une plante ou d'une lignée à l'Anthracnose, soit pour identifier de nouveaux isolements à l'aide de quelques variétés : germination de grains en présence du *Colletotrichum* et infection simultanée par plusieurs races du parasite.

Après avoir analysé successivement les différents critères, nous avons recherché les méthodes de lutte susceptibles d'être employées.

III. - Méthodes de lutte contre l'Anthracnose du Haricot

Les méthodes de lutte que nous allons proposer tendent, non pas à supprimer la maladie, mais, en cultivant les plantes dans le milieu le plus favorable à leur développement, à placer le parasite dans un milieu défavorable à son extension de façon à réduire les dégâts qu'il peut provoquer et ensuite à pouvoir le combattre plus aisément.

Nous considérerons donc successivement les différentes pratiques permettant de cultiver la plante dans les meilleures conditions, les méthodes chimiques et enfin l'amélioration des variétés et la sélection.

A - Amélioration des façons culturales

Ces façons culturales agissent sur la végétation et par conséquent sur la résistance des plantes. Leur amélioration est étroitement liée à la connaissance des facteurs phytopathologiques avec les facteurs biologiques et écologiques.

1. *Choix des variétés adaptées aux conditions climatiques de la région.*

En connaissant les exigences en températures et en terrains, le cycle végétatif des variétés et par ailleurs les conditions atmosphériques de chaque région, il est possible de trouver dans la vaste collection de haricots des variétés bien adaptées à chaque région et de déterminer la date la plus favorable à leur semis afin que les époques favorables climatiquement au champignon ne coïncident pas avec les périodes de plus grande sensibilité de la plante, en particulier la germination des graines, la floraison, la formation des gousses et aussi la récolte des grains secs. Nous pensons que des études du comportement des variétés doivent être entreprises rapidement dans chacune des régions de production afin de ne cultiver que les variétés les mieux adaptées, susceptibles du meilleur rapport.

2. *Choix de semences saines et de qualité.*

La transmissibilité du champignon par les graines nécessite tout d'abord leur triage avant le semis afin d'éliminer toutes celles qui présentent des taches ou des décolorations. Sous ces taches, le champignon s'est développé en profondeur dans les cotylédons. Actuellement, il n'existe pas dans le commerce de produits chimiques susceptibles de détruire totalement le champignon se trouvant dans ces graines.

L'utilisation de graines de la récolte précédente comme semence pour une nouvelle culture n'est pas une pratique à généraliser, car on constate rapidement une dégénérescence des plantes qui deviennent alors plus sensibles aux maladies. Il est donc nécessaire de revenir fréquemment à l'utilisation de semences issues d'une multiplication de semences originelles afin d'obtenir de meilleurs rendements et un développement moins important des parasites.

3. *Choix du mode de semis.*

Il doit être fonction du port et de la floraison et il permet de réduire l'humidité en cours de culture en évitant les végétations très touffues. Il n'existe pas un « mode standard de semis Haricot ». Celui-ci doit être déterminé pour chaque variété dans les différentes régions, le développement des plantes pouvant varier suivant les régions. Il serait donc nécessaire de connaître les principales caractéristiques des variétés avant leur mise en vente sur le marché. Des études de peuplement devraient être entreprises dans chaque région parallèlement à celles du comportement des variétés. Il semble que pour les variétés à végétation touffue et à floraison interne, les semis en lignes permettent une meilleure aération de la culture et l'élimination de l'humidité, tandis que pour les variétés à végétation peu épaisse et à floraison externe, les semis en poquets soient les plus favorables.

4. *Autres méthodes tendant à supprimer l'excès d'humidité en culture.*

D'autres pratiques tendent à empêcher l'excès d'humidité dans les cultures qui favorise le développement de la maladie ainsi que sa dispersion : le *drainage* qui permet un meilleur dosage de l'humidité du sol et en même

temps de celle de l'air ; l'arrosage qui ne doit pas être trop abondant afin d'éviter un excès d'eau à la surface du sol. Enfin, pour éviter la dispersion des spores se trouvant sur les plantes malades, les différents travaux nécessitant des passages dans la culture ne devront pas être effectués lorsque les plantes sont couvertes d'eau (pluie, rosée ou arrosage).

5. *Emploi d'une fumure équilibrée.*

Celle-ci permet un développement plus rapide et plus important des plantes qui pourront alors mieux résister aux attaques des parasites, mais très peu de recherches sur ce problème ont été effectuées jusqu'à présent.

6. *Buttage et binage.*

Ces deux façons culturales sont généralement bien effectuées dans toutes les régions.

7. *Brûlage des fanes de cultures après la récolte.*

Nous avons vu, dans l'étude des relations entre l'hôte et le parasite, que ce dernier pouvait se conserver d'une année sur l'autre sur des débris de culture se trouvant dans ou à la surface du sol. Il est donc nécessaire pour éliminer ce foyer d'infection, de brûler toutes les fanes et les résidus de battages après la récolte et de ne jamais les enfouir ou les utiliser comme fumier.

B - **Lutte chimique**

Après avoir étudié les différentes pratiques permettant de cultiver la plante dans les meilleures conditions, nous allons envisager la protection de ces plantes par l'utilisation de produits chimiques de traitements.

Tout d'abord, il est nécessaire de souligner qu'il n'existe actuellement aucun produit curatif et que de ce fait tous les traitements devront être effectués de façon préventive.

Deux sortes de traitements peuvent être utilisées :

a) *Traitement des semences.*

La conservation du champignon dans la graine et sa transmissibilité par celle-ci ayant été démontrées, nous avons, dans le paragraphe précédent, montré l'importance du triage des semences avant le semis pour éliminer les graines portant des traces d'attaques. Cependant, nous avons constaté au cours de nos expériences que parmi les graines d'aspect sain, certaines étaient infectées, le parasite ayant pénétré mais sans avoir eu le temps de désorganiser suffisamment les tissus pour provoquer l'apparition des taches brunes caractéristiques. Ceci nous permet de montrer la nécessité du traitement chimique des graines avant le semis.

Ce traitement peut être réalisé soit par *poudrage*, soit par *enrobage* à raison de 100 à 200 grammes de produit par quintal de semence. Les principaux produits utilisés à l'heure actuelle sont le Thirame, le Zinèbe, le Manèbe et le Captane.

Ces produits peuvent détruire le champignon sur des attaques superficielles, c'est-à-dire lorsque les filaments mycéliens n'ont envahi que les premières couches de cellules du cotylédon, mais dans le cas d'attaques plus profondes, le produit détruit le champignon se trouvant dans les couches superficielles de la graine, mais les filaments mycéliens ayant pénétré plus profondément ne seront pas atteints et reprendront leur activité au moment de la germination des grains et traverseront tout le cotylédon.

Nous avons entrepris des essais comparatifs de traitements à l'aide d'un grand nombre de produits, mais les résultats que nous avons obtenus ne sont pas encore suffisamment concluants et feront l'objet d'une publication ultérieure.

b) *Traitement en végétation.*

Nous venons de voir qu'au moment de la germination de la graine, le champignon pouvait se trouver dans les cotylédons. A l'ouverture de ceux-ci, ce champignon pourra sporuler à leur surface interne si les conditions atmosphériques le permettent par une humidité assez élevée.

Le premier traitement devra donc être effectué à ce stade du développement de la plante pour essayer de détruire ce foyer de contamination, et il devra être répété plusieurs fois si la levée est irrégulière ; il est le plus important de tous ceux effectués en cours de végétation puisqu'il doit permettre de détruire la principale source de contamination.

Mais les doses de produits, ou les appareils utilisés, ne permettent pas toujours de détruire tous les filaments mycéliens se trouvant dans les cotylédons et ceux-ci, en tombant sur le sol, constitueront de nouveaux foyers d'infection, ainsi, comme nous l'avons déjà vu, que les débris enfouis des précédentes récoltes. Nous avons constaté, lors de l'étude de la sensibilité des plantes à leurs divers stades de développement, que la floraison et la formation des jeunes gousses constituaient deux périodes favorables aux attaques du champignon : des traitements complémentaires pourront être entrepris :

- 1° au début de la floraison ;
- 2° au moment de la pleine floraison ;
- 3° à la formation des jeunes gousses.

Les attaques pouvant se produire après ce stade étant généralement dues à une humidité très élevée résultant de pluies très fréquentes, les traitements qui pourraient être faits seraient sans utilité, les averses « rinçant » le produit déposé sur les plantes et dispersant ensuite les spores.

Néanmoins, la multiplication des traitements n'est pas à généraliser, le coût de ceux-ci faisant diminuer considérablement la rentabilité de la culture.

Ces traitements doivent être effectués, pour obtenir les meilleurs résultats, à l'aide de pulvérisateurs atomiseurs afin de recouvrir toutes les parties de la plante. Le produit le plus employé est le Disulfure de tétraméthylthiurame, ou Thirame, ou T.M.T.D., à 80 %, à raison de 6 à 8 kg-ha.

D'autres produits donnent des résultats satisfaisants : ce sont le Zinèbe, le Manèbe et le Captane (2 b, 36 b, 64 b, 65).

Nous avons entrepris des essais de traitements en laboratoire avec de nouveaux produits et ceux-ci, jusqu'à ce jour, semblent pouvoir donner des résultats nettement supérieurs à ceux obtenus à l'aide des produits utilisés actuellement. Cependant, ces tests en laboratoire devront être complétés par une expérimentation en culture afin de connaître leur véritable efficacité dans les conditions normales de culture, ainsi que leur rentabilité. Ces traitements, comme ceux que nous avons entrepris sur les semences, feront l'objet d'une publication ultérieure.

C - Hybridation et amélioration des variétés

L'étude des réactions des variétés du Haricot aux 24 races du parasite nous montre que la plupart des variétés cultivées sont sensibles, alors que d'autres, ne présentant aucun intérêt cultural, sont résistantes.

La propriété des caractères de résistance à l'Anthracnose d'être héréditairement transmissibles et ceux-ci étant des caractères mendéliens dominants, permet l'amélioration des variétés par **hybridation** ou **croisement** de ces plantes avec d'autres plantes présentant des caractères de résistance. Ces croisements artificiels sont facilités par la disposition des différents organes de la fleur (voir page 26).

Parmi les variétés que nous avons utilisées lors de la détermination des races, *Cornell 49-242* a présenté une résistance totale à toutes les races que nous avons isolées. Cette population est utilisée à Versailles par BANNEROT et dans différentes Maisons de Sélection françaises pour l'amélioration des variétés françaises et la création de nouvelles variétés résistantes à toutes les races du parasite connues actuellement.

Mais la création de nouvelles variétés devrait nécessiter la suppression de toutes celles cultivées actuellement afin d'éviter les nombreux croisements spontanés pouvant s'effectuer dans les cultures de deux ou plusieurs variétés, l'une résistante, la ou les autres sensibles.

La lutte contre ce parasite ne consiste donc pas uniquement dans l'utilisation de traitements chimiques, mais aussi dans l'application d'un grand nombre de méthodes permettant de cultiver la plante dans les conditions les plus favorables à son développement, ainsi que dans la sélection et l'amélioration des variétés.

BIBLIOGRAPHIE

- (1a) ALLESCHER, A. — 1903 — Fungi imperfecti : *Gloeosporium Lindemuthianum* Sacc. et Magnus. *Rabenhorst's Kryptogamen-Flora*, Aufl. 2, Bd. 1, Abt. 7 : 488 pp.
- (1b) ALLESCHER, A. and Schnabl, J.N. — 1894 — *Gloeosporium Lindemuthianum* Sacc. et Magn. forma follicolum Allescher. *Fungi bavarici exsiccati*, 380.
- (2a) ANDERSEN, L.A. — 1952 — Control of bean Anthracnose in navy pea beans by seed treatment. *Phytopath.* 42 : 1.
- (2b) ANDERSEN, L.A. — 1955 — Dry bean production in the eastern states. U.S.D.A. *Farmer's Bul.* 2083 : 24 pp.
- (2c) ANDERSEN, L.A. ZEEUW, D.J., MERRILL, L.G. and ZURAKOWSKI, W. — 1954 — Fungicide-insecticide combination seed treatment of beans for the control of damping-off and seed corn maggot. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quartely Bul.* 37, 2 : 204-217.
- (3) ANDRUS, C.F. and WADE, B.L. — 1942 — The factorial interpretation of anthracnose resistance in beans. *U.S. Dept. AGR. Tech. Bul.* 810 : 29 pp.
- (4a) BARRUS, M.F. — 1918 — Varietal susceptibility of beans to strains of *Colletotrichum* (Sacc. et Magn.) B. et C. *Phytopath.* 8 : 589-614.
- (4b) BARRUS, M.F. — 1921 — Bean anthracnose. *Cornell Agr. Expt. Sta. Mem.* 42 : 97-209.
- (5) BERKELEY, M.J. — 1880 — Kidney beans infested with a fungus. *Gard. Chron. Sér.* 2, 14 : 272.
- (6) BLONDET, A.S.P. — 1959 — Collaboration à l'étude des champignons parasites du Haricot. *Inst. Tech. Pra Agr.*, Paris, 77 pp.
- (7) BÖNING, K. — 1926 — Über die Empfänglichkeit von *Phaseolus vulgaris* für *Colletotrichum lindemuthianum* in lichte der Rassenbildung des Krankheitserregers. *Forsch. auf dem Geb. Pflanzenkrank. v. Immunität im Pflanzenr.* 2 : 1-18.
- (8) BRIOSI, G. et CAVARA, F. — 1889 — *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. *I funghi parassiti delle piante coltivate od utili*, 50.
- (9) BUDDE, A. — 1928 — Über Rassenbildung parasitischer Pilze unter besonderer Berücksichtigung von *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. in Deutschland. *Forsch. auf dem Geb. Pflanzenkrank. v. Immunität im Pflanzenr.* 5 : 115-147.
- (10) BURKHOLDER, W.H. — 1923 — The gamma strain of *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. *Phytopath.* 8 : 353-359.
- (11) CANDOLLE (DE) — 1825 — *Prodomus systematis naturalis regni vegetabilis*. Vol. 2, 392.
- (12a) CHEVAUGEON, J. et LEFORT, C. — 1960 — Sur l'apparition régulière d'un « mutant » infectant chez le *Pestalozzia*. *C.R. Acad. Sci.* 250 : 2247-2250.
- (12b) CHEVAUGEON, J. et DIGBEU, S. — 1960 — Un second facteur cytoplasmique infectant chez le *Pestalozzia annulata*. *C.R. Acad. Sci.* 251 : 3043-3045.
- (12c) CHEVAUGEON, J. et NGUYEN VAN HUONG — 1961 — L'auto-incompabilité, conséquence régulière de la différenciation chez le *Pestalozzia annulata*. *C.R. Acad. Sci.* 250 : 4183-4185.

- (13) CHOPINET, R. TRÉBUCHET, G. et DROUZY, J. — 1950 — Essai de classification et d'identification des principales variétés de haricots cultivées en France. *Revue Hortic., Fr.* : 69 pp.
- (14) CHRISTIANSEN, C. — 1932 — Cultural races and the production of variants in *Pestalotzia funerea*. *Bull. Torrey Botan. Club* 59 : 525-544.
- (15) CHRISTIANSEN, J.J. and GRAHAM, T.W. — 1934 — Physiologic specialization and variation in *Helminthosporium gramineum*. *Rab. Min. Agri. Expt. Stat. Tech. Bull.* 95 : 1-40.
- (16) DENAIFFE — 1906 — Les haricots. *Lib. Hortic., Paris*, 2^{me} Edition.
- (17) DESMAZIÈRES, J.B.H.J. — 1943 — Dixième notice sur quelques plantes cryptogames, la plupart inédites, récemment découvertes en France, et qui vont paraître en nature dans la collection publiée par l'auteur. *Ann. Scien. Nat.*, Sér. 2 : 19 : 344.
- (18) DEY, P.K. — 1918 — Studies in the physiology : V - Infection by *Colletotrichum lindemuthianum*. *Ann. Bot.* 33 : 305-312.
- (19) EDCERTON, C.W. — 1910 — The bean anthracnose. *Louisiana Agr. Exp. Sta. Bull.* 11 : 1-55.
- (20) FISCHER, W. — 1919 — Die Brennfleckenkrankheit der Bohnen. *Fühling's landw. 2* tg., 68 : 241-259.
- (21) FRANDSEN, N.O. — 1953 — Zur physiologischen Spezialisierung von *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. *Ztscht. f. Pflanzenkrank.* 60 : 113-125.
- (22a) FRANK, B. — 1883 — Die Fleckenkrankheit der Bohnen. Veranlasst durch *Gloeosporium lindemuthianum* (Sacc. et Magnus). Über einige neue und weniger bekannte Pflanzenkrank. *Landw. Jahrb.* 12 : 511-539.
- (22b) FRANK, B. — 1883 — *Gloeosporium Lindemuthianum* (Sacc. et Magnus). Über einige neue und weniger bekannte Pflanzenkrank. *Dtsch. Bot. Ges. Ber.* I : 31-34.
- (23a) GABRYL, J. — 1958 — Obserwacje nad stopniem porażenia przez choroby niektóre odmian Fasoli (*Phaseolus vulgaris*), Przeprowadzone W. Pulawach 1953-55. Hodowla Roslin, *Aklimat. i Nasienn.* T. 2, zes. 2 : 261-283.
- (23b) GABRYL, J. — 1959 — Względna odporność odmian Fasoli (*Phaseolus vulgaris*) Na Plamistość zgorzelową - *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. i Magn.). Scrib. doswiadczenie orientacyjne. *Biu Inst. Hodowli Aklimat. Roslin* N° 1 (34) : 41-47.
- (24) GIBBAULT, M.G. — 1912 — Histoire des Légumes. *Lib. Hort.*, Paris : 301-310.
- (25a) HALSTED, B.D. — 1892 — The Anthracnose of bean. - Remedy suggested. *New Jersey Agr. Exp. Sta. Ann. Rept.* 12 : 284-287.
- (25b) HALSTED, B.D. — 1892 — The secondary spores in anthracnoses. *New Jersey Agr. Expt. Sta. Ann. Rept.* 13 : 303-306.
- (25c) HALSTED, B.D. — 1893 — Identity of Anthracnose of bean Watermelon. *Bull. Torrey Bot. Club* 20 : 109-112.
- (26a) HUBBELING, N. — 1956 — Maladies et dégâts du Haricot. *Planches couleur - Fatis.*
- (26b) HUBBELING, N. — 1957 — New aspects of breeding for disease resistance in beans (*Phaseolus vulgaris*). *Euphytica* 6 : 111-141.
- (27) IRISH, H.C. — 1901 — Garden beans cultivated as esculents. *Missouri Bot. Gard. Rept.* 12 : 81-165.
- (28a) JINKS, J.L. — 1954 — Somatic selection in fungi. *Nature London* 174, 4426 : 409.
- (28b) JINKS, J.L. — 1956 — Naturally occurring cytoplasmic chance in fungi. *C.R. Lab. Carlsberg, Ser. Physiol.*, Vol. 26, 12 : 183-203.
- (29) JOLLOS — 1924 — Variabilität und Vererbung bei protisten. *Centralbl. Bakt.* 1, Abt. 93 : 22-80.
- (30) KRÜGER, F. — 1913 — Beiträge zur Kenntnis einiger Glæosporien. *K. Biol. Anst. Land-u. Forstw. Arb.* 9 : 233-323.

- (31) LANGERON, M. — 1952 — Précis de mycologie. Paris, Masson et C^{ie} : 703 pp.
- (32) LEACH, J.G. — 1923 — The parasitism of *Colletotrichum*. Minn. Agr. Exp. Sta. Tech. Bull. 14 : 14 pp.
- (33) MARTENS, G. (VON) — 1869 — Die Gartenbohnen. Ihre verbreitung Cultur und Benutzung. Ausgabe 2, vermehrte : 105 pp.
- (34) MARTINEZ, S.E. and ANDERSEN L.A. — 1957 — Effects of temperature on spore germination and host infectivity by three strains of *Colletotrichum lindemuthianum*. Phytopath. 47, 1 : 23.
- (35a) MATHUR, R.S. et BARNETT, H.L. — 1951 — Physiology of fungi. Mc. Graw. Hill. Book Company, Inc. : 307-374.
- (35b) MATHUR, R.S., BARNETT, H.L. and LILLY, V.G. — 1960 — Sporulation of *Colletotrichum lindemuthianum* in culture. Phytopath. 40 : 1, 104-114.
- (36a) MESSIAEN, C.M. — 1955 — Sur quelques Anthracoses des plantes cultivées. Ann. Inst. Nation. Agron., Sér. C, Ann. Epiph. 3 : 285-299.
- (36b) MESSIAEN, C.M. — 1958 — Les maladies du Haricot dans le Sud-Ouest de la France. Rev. Zool. Agric. Appli. 10-12 : 12 pp.
- (36c) MESSIAEN, C.M. — 1960 — Moyens de lutte contre l'Anthracnose du haricot. Phytiatr. Phytopharm., 9 : 191-195.
- (37) MITRA, M. — 1931 — Saltation in the genus *Helminthosporium*. Trans. Brit. Mycol. Soc. XVI ; 2-3 : 115-137.
- (28) MOREAU, C. et M. — 1952 — Les champignons. Tome I.
- (39) MULLER, H.R.A. — 1926 — Physiologic formes of *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. In the Netherlands. Phytopath. 16 : 369.
- (40a) NEGRU, A. — 1959 — Cercetari asupra specilor de *Colletotrichum* parazite pe leguminoase in R.P.R. Stat. Cercet. Biol. Acad. R. P.R., Sér. Biol. Vég. 4, T. XI : 379-393.
- (40b) NEGRU, A. — 1960 — Critical observations on some fungi species of the genera *Glaeosporium*, *Colletotrichum* and *Vermicularia*. Rev. Biol. Acad. R.P.R., T. 5, N° 1-2 : 77-86.
- (41) PECAUD, P. et FRIEDBERG, L. — 1961 — Les plantes potagères. Bull. Tech. Inform. Ingrs Serv. Agric. 157 : 155-162.
- (42) PEUSER, H. — 1931 — Fortgesetzte Untersuchungen über das vorkommen biologischer Rassen von *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Briv. et Cav. Phytopath. Ztschr. 4 : 84-112.
- (43) PIETRO SAVI — 1822.
- (44) REID, W.D. — 1945 — Resistance of beans to haloblight and Anthracnose and the occurrence of bean - Mozaic and bean Weevil. New Zeal. Jour. Sci. Technol., Sect. A, 27 : 331-335.
- (45) RIZET, G., MARCOU, D. et SCHECROUN, J. — 1958 — Deux phénomènes d'hérédité cytoplasmique chez l'Ascomycète *Podospora anserina*. Bull. Soc. Franc. Phys. Vég. 4 : 136.
- (46) ROGER, L. — 1951 — Phytopathologie des pays chauds. Encyc. Mycol. T. 1 : 1126.
- (47) RICHON, C. — 1889 — Catalogue Raisonné des champignons qui croissent dans le département de la Marne. p. : 401. Vitry-le-François.
- (48) ROUMECURE, C. — 1884 — *Septoria leguminum*, Desm. var. *Phaseolarum*. In *Fungi gallici exsiccati*, N° 2791.
- (49) SACCARDO, D. — 1904 — *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Cavara f. *brachysporum*. Mycoth. Ital. N° 1364.
- (50a) SACCARDO, P.A. — 1878 — *Glaeosporium lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) *Michelia* 1 : 179.
- (50b) SACCARDO, P.A. — 1884 — *Glaeosporium lindemuthianum*, (Sacc. et Magn.) *Syll. fung.* 3 : 717.

- (51) SCHREIBER, N. — 1932 — Resistenz-Zuchtung bei *Phaseolus vulgaris*. *Phytopath. Ztschr.* 4 : 415-454.
 - (52) SCHRIEBNER, F.L. — 1888 — Anthracnose of bean, *Glæosporium lindemuthianum* U.S. Dept. Agr. Bpt. : 361-364.
 - (52b) SCHRIEBNER, F.L. — 1889 — Anthracnose of bean (*C. lindemuthianum*). *Orchard and garden* 11 : 193-194.
 - (53) SCHAFFNIT, E. and BÖNING, K. — 1925 — Die Brenntackenkrankheit der Bohnen eine monographische Studie auf biologischer Grundlage. *Centbl. f. Bakt. Abt. 2, Bd. 63* : 176-254, 360-438, 481-506.
 - (54) SHEAR, C.L. and WOOD, A.K. — 1907 — Ascogenous forms of *Glæosporium* and *Colletotrichum*. *Bot. Gaz.* 43 : 259-266.
 - (55) TAKIMOTO, S. — 1934 — A new Anthracnose of azuki bean. *Phytopath. Soc. Japan Ann.* 4 : 21-24.
 - (56a) TOCHINAI, Y. and SAKAKA, K. — 1952 — Studies on varietal susceptibility of beans to *Colletotrichum lindemuthianum*, Briosi et Cavara : I - Inoculation experiment on seedlings and pods. *Ann. Phytopath. Soc. Japan* 16 : 117-120.
 - (56b) TOCHINAI, Y. and SAKAKA, K. — 1953 — II - Observations on invasion of fungus and its development. *Ann. Phytopath. Soc. Japan* 17 ; 2 : 49-53.
 - (57) TRACY, W.W. Jr. — 1907 — American varieties of garden beans, U.S. Dept. Agric (Bureau of plant industry) *Bull.* 109.
 - (58) VILMORIN-ANDRIEUX et C^{ie} — 1925 — Les plantes potagères. *Edit. 4.* : 295-301.
 - (59) VOGLINO, P. — 1892 — L'Anthracnosi dei fagiolini. In *Funghi pui dannosi alle piante coltivate*, 7-12.
 - (60) WALKER, J.C. — 1957 — Plant Pathology. *Mc. Graw. Hill Book Company, London*, 707 pp.
 - (61) WALLACE, G.B. and WALLACE (M. and M.) — 1947 — Second supplement to the revised list of plant diseases in Tanganyika Territory. *E. Afr. Agric. J. XIII*, 1 : 61-64.
 - (62) WILSON, R.D. — 1951 — Anthracnose of french beans. *Aust. Plant. Dis. Recorded* 3, *Str.* 49.
 - (63) YERKES, W.D. and ORTIZ, M.F. — 1956 — New races of *Colletotrichum lindemuthianum* in Mexico. *Phytopath.* 46 : 564-567.
 - (64a) ZAUMEYER, W.J. and THOMAS, H.R. — 1949 — Bean diseases and their control. U.S. Dept. Agric. *Farmer's. Bull* 1962, 38 pp.
 - (64b) ZAUMEYER, W.J. and THOMAS, H.R. — 1957 — A monographic study of bean diseases and methods for their control. *Tech. Bull.* 868 : 255 pp.
 - (65) Journées d'information sur la culture du petit pois et du haricot vert. *Min. Agric. Quimperlé* : 71 pp. — 1959.
 - (66) CUZIN, F. — 1961 — Apparition régulière chez *Cucurbitaria Pallescens*, d'une variation sectorielle contagieuse, non transmissible par les thallospores. *C.R. Acad. Sci.* 252 : 1656-1658.
 - (67) SHARPE, H.S. — 1958 — A closed system of cytoplasmic variation in *Aspergillus glaucus*. *Proc. Roy. Soc., B*, 148 : 355.
-

DEUXIÈME THÈSE

Propositions données par la Faculté

Vu et approuvé :

Paris, le 28 Décembre 1962.

Le Doyen de la Faculté des Sciences,

MARC ZAMANSKY.

VU

et Permis d'imprimer :

*Le Recteur de l'Académie
de Paris,*

